

**Biologie, Gift und Giftigkeit der orthognathen
Spinne Pterinochilus spec. (Fam. Theraphosidae)**

INAUGURAL-DISSERTATION

zur

Erlangung der Würde eines Doktors der Philosophie

vorgelegt der

Philosophisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät

der Universität Basel

von

BEAT A. PERRET

aus Basel und Beinwil b. Muri (AG)

1973

Basel

aku-Fotodruck

**Biologie, Gift und Giftigkeit der orthognathen
Spinne Pterinochilus spec. (Fam. Theraphosidae)**

INAUGURAL-DISSERTATION

zur

Erlangung der Würde eines Doktors der Philosophie

vorgelegt der

Philosophisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät

der Universität Basel

von

BEAT A. PERRET

aus Basel und Beinwil b. Muri (AG)

1973

Basel

aku-Fotodruck

Genehmigt von der Philosophisch-Naturwissenschaftlichen
Fakultät auf Antrag der
Herren Professoren T. A. Freyvogel und C. G. Honegger

Basel, den 19. Juni 1973

Prof. Dr. M. Eichler
Dekan



Biologie und Aufzucht der orthognathen
Spinne Pterinochilus spec. (Theraphosidae)

Inhaltsübersicht

	Seite
1. Einleitung	3
2. Material und Haltung in Gefangenschaft	5
3. Beobachtungen zur Biologie	7
3.1. Biologie allgemein	7
3.2. Fortpflanzungsbiologie	10
3.3. Exuviationen	18
4. Zusammenfassung	24
5. Literaturverzeichnis	26
Tabellen	29
Abbildungen	32

1. Einleitung

Mit einer Ausnahme (Harpactirella lightfooti; FINNLAYSON 1939, SMITHERS 1939) stellen die orthognathen Spinnen in Afrika für den Menschen in der Regel keine grosse Gefahr dar (BERLAND 1955, BUECHERL 1971, FREYVOGEL 1972). Wohl deshalb sind unsere Kenntnisse über Vorkommen und Lebensweise der afrikanischen Vogelspinnen nur spärlich.

Pterinochilus spec.* ist die einzige orthognathe Spinne Ostafrikas, über deren Biologie bereits berichtet wurde (FREYVOGEL et al. 1968). Neben Angaben über natürliche Fundorte wurden auch Beobachtungen über Verteidigungsverhalten und Beutefang beschrieben, ebenso die Haltung in Gefangenschaft.

Die vorliegende Arbeit entstand im Zusammenhang mit weiteren Untersuchungen zur Frage der Giftigkeit dieser Spinne (PERRET and FREYVOGEL im Druck, PERRET in Vorb.).

Um von Freiland-Fängen in Afrika unabhängig zu werden, und um mehr Spinnengift zu erhalten, wurde begonnen, die Spinne im Labor zu züchten. Die dabei gesammelten Daten konnten das bisherige Wissen über die Brutbiologie, die Entwicklung und das Wachstum wesentlich ergänzen. Zugleich konnte das grosse Beobachtungsmaterial von über 500 Individuen ausgewertet werden, die in den vergangenen 6 Jahren aus Ifakara, Tanzania importiert und im Schweizerischen Tropeninstitut gehalten wurden.

Die Arbeit ist ein Teil meiner Dissertation über die Giftigkeit der Spinne Pterinochilus spec., die in den

Jahren 1970-73 unter der Leitung von Herrn Prof. Dr. T.A. Freyvogel am Schweizerischen Tropeninstitut in Basel entstand. Ein Aufenthalt in Ifakara am "Rural Aid Centre" des Tropeninstitutes (vgl. FREYVOGEL 1964) im Jahre 1970 ermöglichte mir, die Spinne zum Teil selbst zu sammeln und in ihrem Biotop zu beobachten.

Ich möchte nicht versäumen, an dieser Stelle meinem verehrten Lehrer für seine Anregungen, sein stetes Interesse und für den Arbeitsplatz am Institut herzlich zu danken. Ihm und besonders auch Herrn Prof. Dr. R. Geigy möchte ich dafür Dank aussprechen, dass mir der Aufenthalt in Afrika ermöglicht wurde.

Spezieller Dank gilt auch Herrn P. Probst; seine genauen Beschreibungen und Daten ermöglichten mir, die Geschichte der Spinnen-Population am Schweizerischen Tropeninstitut bis ins Jahr 1966 zurückzuverfolgen.

- * Da die Taxonomie der orthognathen Spinnen Ostafrikas uneinheitlich ist, konnte die Art noch nicht bestimmt werden.

2. Material und Haltung in Gefangenschaft

Die Spinnen Pterinochilus spec. stammten aus Ifakara im Südosten Tanzanias. Topographische Lage, klimatische Verhältnisse und Vegetation dieser rund 15 000 Einwohner zählenden Ortschaft sind schon beschrieben worden (FREYVOGEL 1960, FREYVOGEL 1968).

Die Tiere wurden zum grössten Teil von einheimischen Knaben zugetragen (vgl. FREYVOGEL et al. 1968). Das Sammeln der Tiere fand immer nur in den Monaten Juni bis Oktober statt. So konnten in den Jahren 1966 und 1969-72 insgesamt 527 Spinnen lebend nach Basel gebracht werden.

Sie wurden in einem klimatisierten Raum bei einer Temperatur von durchschnittlich $26 \pm 1^{\circ}\text{C}$ und einer Relativen Luftfeuchtigkeit (RLF) von 70-80% gehalten. Extreme Aussentemperaturen verursachten bisweilen Schwankungen der RLF: im Sommer stieg sie zeitweise bis auf 90% an und im Winter sank sie bis auf 60% ab.

Der Raum wurde in einem konstanten Rhythmus von 12 Stunden hell und 12 Stunden dunkel künstlich beleuchtet.

Als Käfige dienten in den letzten Jahren ausschliesslich stapelbare, glasklare Kunststoffdosen (20x10x10 cm), ausgelegt mit etwas feuchtem Torfmull.

Adulte Tiere wurden alle 14 Tage mit Schaben (Periplaneta americana), Grillen (Gryllus spec.) oder Heuschrecken (Locusta migratoria), gelegentlich auch mit frisch geborenen Mäusen gefüttert. Für die Ernährung der Jugendstadien in Zuchten wurden anfänglich Fruchtfliegen (Drosophila melanogaster) verwendet. Es zeigte sich aber bald, dass auch Stubenfliegen (Musca domestica) angenommen werden. Es

genügten Mahlzeiten in Abständen von 5-7 Tagen.

Die Kopulationsversuche wurden zunächst in Plexiglasbehältern (20x25x25 cm) durchgeführt, die mit einer Bodenschicht von Torfmull und Unterschlupfmöglichkeiten aus Holzschindeln und Pflanzenblättern versehen wurden. Später jedoch wurden Auskleidungen jeglicher Art weggelassen.

3. Beobachtungen zur Biologie

3.1. Biologie allgemein

Die Spinne Pterinochilus spec. führt ein für den Menschen im allgemeinen unauffälliges Dasein. Ihre Aktivität entfaltet sich fast ausschliesslich in der Dunkelheit (FREYVOGEL et al. 1968). Die Biotopuntersuchungen in den Monaten August und September 1970 konnten diese Beobachtung bestätigen. Die Spinne hält sich an feuchten, geschützten Orten auf. Solche Bedingungen scheint die Bananenstaude optimal zu erfüllen. Fast alle der vom Autor selbst eingefangenen Spinnen lebten in diesem Biotop. Die Bananenstauden standen, mit einer Ausnahme, in der näheren Umgebung von menschlichen Behausungen.

Auf neun 2-3stündigen Exkursionen konnten 16 Spinnen gefunden werden: 1 Exemplar wurde zusammen mit einer Exuvie in einer Blattschale einer jungen, sattgrünen Bananenstaude entdeckt. Vier Spinnen wurden zwischen den äussersten dünnen Blattscheiden von frischen Bananenstauden aufgefunden. Die meisten Tiere aber, im ganzen 11, konnten aus abgehackten, bereits verdorrten und halbverfaulenden Bananenstrünken hervorgeholt werden. Die Strünke sind in der Regel 1-2 Meter lang und bestehen aus zahlreichen, ineinandergefügten Blattscheiden. Diese bilden im Innern röhrenförmige Höhlen, in denen sich die Spinnen verstecken. Auch ein leerer Kokon wurde in einer solchen Höhle gefunden.

Alle eingefangenen Tiere waren subadult oder adulte Weibchen (vgl. S. 19).

Wie geschieht die Spinnen innerhalb dieses Biotopes

sind, konnte bisher nicht festgestellt werden. Mehrere Gespinste in einer Bananenstauden jedoch deuteten auf die Möglichkeit eines zeitweiligen Standortwechsels hin.

Die Bananenstauden werden noch von anderen Tieren bewohnt (vgl. FREYVOGEL et al. 1968, PROBST 1972). Die meisten dieser Tiere scheinen für Pterinochilus spec. als Beutetiere in Frage zu kommen. In den mit feinem Gespinst ausgekleideten Schlupfwinkeln und Röhren konnten Teile von labidognathen Spinnen, Küchenschaben und Käfern gefunden werden. Möglicherweise ernährt sich die Spinne auch von den Anuren, die sich in den kleinen Wasseransammlungen am Grunde der langen Blattachsen aufhalten. Gewisse südamerikanische Vogelspinnen können jedenfalls recht gut mit Amphibien gefüttert werden (vgl. CROME 1956). Umgekehrt aber, so kann angenommen werden, ernähren sich diese Frösche unter anderem auch von jüngeren Pterinochilus-Spinnen.

Ameisen und Spinnen, sowie Termiten und Spinnen scheinen sich gänzlich auszuschliessen. Ameisen und Termiten müssen also wohl, neben art eigenen grösseren Individuen, als weitere natürliche Feinde angesehen werden.

Bodenhöhlen bewohnende Individuen, wie sie von FREYVOGEL et al. (1968) beschrieben wurden, konnten im Sommer 1970 keine gefunden werden. Hingegen gelang es, 2 weitere Exemplare in europäischen Wohnhäusern einzufangen.

Orthognathe Spinnen leben in der Regel solitär. Sie töten selbst ihre Artgenossen (BUECHERL 1962). Diese Regel gilt auch für Pterinochilus spec. Die Bananenstauden

wurden immer nur von einem einzigen Individuum bewohnt. Versuche im Labor zeigten, dass schon nach der 1. Häutung ausserhalb des Kokons Kannibalismus vorkommt. Allerdings kann das Töten von Artgenossen durch reichliche Futtergabe und Vergrösserung des Lebensraumes zeitlich etwas verzögert werden. Spätestens nach dem 4. Nymphenstadium aber (vgl. S. 17) bewohnt nur noch eine Spinne den Käfig. Die Artgenossen werden nicht nur getötet, sondern auch, dem Hungerzustand entsprechend, bis auf kleine Chitinreste gefressen.

Aus den Fangprotokollen der Jahre 1966 und 1969-72 geht hervor, dass in den Monaten Juni bis Oktober immer nur subadulte Tiere und adulte Weibchen eingefangen wurden. Nie wurden in diesen Monaten adulte Männchen gefunden. Männchen treten erst vom November an auf (vgl. auch S. 7 und 21).

Die Anzahl der Männchen macht nur $1/3$ der ganzen Fangpopulation aus. Demgegenüber liegt das Verhältnis von Männchen zu Weibchen bei den im Labor aufgezogenen Tieren nahezu bei 1:1. Da das verschobene Verhältnis in allen Beobachtungsjahren gleich blieb, muss angenommen werden, dass es im Biotop tatsächlich weniger Männchen gibt. Die bei der Haltung in Gefangenschaft auffallend kürzere Lebenszeit der Männchen einerseits (vgl. S. 21) und die Beobachtung, dass Männchen bei der Paarung auch umgebracht werden (vgl. S. 12), könnten Hinweise auf die Gründe dieses Geschlechtsverhältnisses sein.

3.2. Fortpflanzungsbiologie

Vorbereitung des Männchens zur Kopulation

Bevor Spinnenmännchen zur Befruchtung bereit sind, müssen sie ihre beiden Kopulationskolben, die speziell umgewandelten Tarsalglieder der Pedipalpen, mit Spermien füllen. Die Bulbi (KAESTNER 1969) dienen den Spinnen zur Uebertragung der Spermien in die weibliche Epigyne.

Die Spermienaufnahme wird bei Pterinochilus spec. mehrmals vollzogen. Obwohl diese von den Tieren öfters wiederholt wird, kann keine zeitliche Regelmässigkeit beobachtet werden. Sie konnte 5 bis 10 Tage nach der Adulthäutung zum 1. Mal, später auch nach einer Giftabnahme (vgl. PERRET in Vorb.), nach vorangegangener Kopulation oder nach neuer Befeuchtung des Käfigs gesehen werden. Aeltere Männchen scheinen ihre Bulbenflüssigkeit nicht mehr zu erneuern. Wie lange die Spermatozoiden überhaupt lebensfähig sind, ist, wie allgemein bei Spinnen, noch unklar.

Der Bau des Spermanetzes erfolgte immer nachts, die Aufnahme der Spermien im Laufe des Vormittages. Zuerst baut das Männchen ein 2-3 cm breites, flächiges Netz, schräg aufgespannt zwischen Boden und Seitenwand des Käfigs. Ist dieses dachförmige Gebilde grob fertig erstellt, kriecht die Spinne von einer Seite her rücklings darunter und spinnt, zuerst mit seinen subterminal liegenden Spinnwarzen, dann mit feinen Fäden aus dem "ventralen Spinnfeld" zwischen den vorderen Fächertracheen (vgl. MELCHERS 1964) unter rhythmischem Hin- und Herbewegen des Abdomens das mittlere

Netzgebiet um die eine freie Kante (= semicircular edge, nach PETRUNKEVITCH 1911) immer dichter bis ein ca. 1 cm^2 grosser weisser Fleck entsteht (vgl. Abb. 4). Auf die Unterseite dieses sog. "Haftfleckens" (vgl. GERHARDT 1929) wird nun ein Tropfen Samenflüssigkeit abgegeben. Er ist milchig weiss und hat einen Durchmesser von 2-3 mm. Gleichzeitig mit dem Weben des "Haftfleckens" und der Spermienabgabe werden die Bulbi mit den Cheliceren gereinigt.

Nach der Spermienabgabe kommt die Spinne sorgfältig wieder hervor und legt sich über das Netz und zwar so, dass sie mit ihren Pedipalpen von vorne her unter das Netz greifen kann. Die in feine Spitzen, sog. Conductoren (SAVORY 1964) endenden Bulbi werden nun alternierend in rascher Folge (bis 200 mal/Minute) in den Spermientropfen eingetaucht. Dieser Vorgang dauert in der Regel 20-30 Minuten. Die scheibenförmig abgerundeten Spermatozoiden werden dabei mittels Kapillarkraft aufgenommen (vgl. MILLOT 1949).

Nach Beendigung der Aufnahme wird das Netz mit den Cheliceren zerrissen. Meistens bleibt noch ein Teil des Tropfens übrig. Es scheint also, dass mehr Spermienflüssigkeit abgegeben wird als aufgenommen werden kann.

Spermienabgabe und -Aufnahme dauern im ganzen etwas mehr als 1 Stunde.

Paarung

Erste Paarungsversuche mit Pterinochilus spec. wurden 1967/68 unternommen (PROBST pers. Mitteilung). Aus den Protokollen können die Angaben von 7 Versuchen entnommen werden. Alle Versuche wurden nachts durchgeführt. Bei

3 Paaren kam es zur Kopulation; nur 1 Tier legte Eier ab (vgl. Tab. 1). Die Jungtiere starben aber im 1. Nymphenstadium.

Die neueren Paarungsversuche wurden durchwegs am Tage, vornehmlich am späteren Nachmittag, vorgenommen. Versuche, die Spinnen über mehrere Tage beieinander zu belassen, blieben erfolglos; sie endeten regelmässig mit dem Tod des Männchens. Die Erfahrung zeigte auch, dass Männchen und Weibchen ungefähr gleich gross sein müssen, wenn Gattenmord verhindert werden soll. Kleine Männchen vermögen nämlich nicht, die in der Regel grösseren Weibchen aufzurichten und deren Cheliceren zurückzuhalten.

In 35 Versuchen konnte 22mal die Kopulation beobachtet werden.

Die Paarung vollzieht sich relativ rasch wenn gegenseitige Bereitschaft vorhanden ist. Markante Balzspiele, wie sie von gewissen labidognathen Spinnen bekannt sind (vgl. MILLOT 1949, CLOUDSELY-THOMPSON 1958, VON ORELLI-SCHÜTZ 1961), wurden nicht gesehen. Wird ein Weibchen zu einem kopulationsbereiten Männchen gebracht, so beginnt dieses sofort, sich dem Weibchen mit zitternden Beinen ruckweise zu nähern. Pedipalpen und 1. Beinpaar werden dabei langsam auf- und abbewegt, etwa ähnlich wie bei Lycosa rabida (vgl. ROVNER 1972). Ist das Weibchen zur Kopulation nicht bereit, wird es die Verteidigungsstellung (vgl. FREYVOGEL et al. 1968) einnehmen. Ist es aber zur Paarung bereit, stimmt es ebenfalls in die rhythmischen, manchmal auch zittrigen Bewegungen des Männchens ein. Das Männchen verfolgt nun das Weibchen beharrlich und versucht, es von vorne her aufzurichten. Zuweilen richten sich die

Weibchen von selbst auf. Das Männchen ist nun bemüht, mit seinen beiden 1. Beinpaaren den Cephalothorax des Weibchens zurückzubiegen (vgl. Abb. 5). Mit seinen Pedipalpen trommelt es heftig auf das Sternum des Weibchens, welches jetzt fast senkrecht dasteht. In dieser für das Männchen gefährlichen Situation gelingt es ihm, seine Pedipalpen vorzustrecken und die Conductoren in die Epigyne einzuführen: alternierend zuerst den einen, dann den anderen, bis dreimal für je ein paar Sekunden (maximal 30 Sekunden). Zur Entleerung der Bulben werden die Pedipalpen langsam auf- und abbewegt; dabei bewirken die Muskelbewegungen in den Tastern ein stossweises Ansteigen des Haemolymphdruckes. Dadurch werden die Spermatozoiden aus den an der Innenseite der Tarsen gelegenen Spermienreservoirs ausgestossen (vgl. BRISTOWE 1958).

Das Weibchen bleibt bei der Kopulation im allgemeinen unbeweglich. Doch schon nach 1, normalerweise nach 2-5 Minuten beginnt es unruhig zu werden und versucht, seine normale Lage einzunehmen. Sofort zieht sich dann das Männchen zurück. Manchmal bleibt das Weibchen 1-2 Minuten lang allein noch in der aufgerichteten Haltung, obschon das Männchen sich schon entfernt hat. Anschliessend fliehen die beiden Tiere voreinander.

Eiablage und Kokon

Es hat sich gezeigt, dass die Zeit zwischen Kopulation und Eiablage stark variiert (vgl. Tab. 1). Zweimal konnten 31 Tage und je einmal 30,35,36-38,46,47,53,110-112 und 116-117 Tage registriert werden. Die Eiablage vollzog

sich immer nachts. Der unterschiedlichen "Tragzeit" wegen konnte die Ablage nie beobachtet werden. Obwohl zum Teil über 140 Eier abgelegt wurden, konnte den Muttertieren die "Trächtigkeit" nicht angesehen werden. Wohl wurde das Abdomen etwas vergrößert, doch konnte nicht entschieden werden, ob Eier gebildet oder ob, wie vor Häutungen üblich, lediglich Reservestoffe angelegt wurden.

Durchschnittlich wurden 70-80 Eier abgelegt. Es sind kleine, gelbliche Kugeln von 2-3 mm Durchmesser. Sie werden in ein dichtes, sackförmiges Gespinst eingewoben, welches in der Kunststoffdose zwischen Deckel und Boden aufgehängt und seitlich in verschiedenen Richtungen fixiert wird (vgl. Abb. 6). Dieser Kokon hat einen Durchmesser von 3-4 cm. Er ist so dicht gewoben, dass die Eier nicht sichtbar sind. Mit Hilfe von starkem Durchlicht kann aber im Innern eine Verdichtung festgestellt werden.

Die Muttertiere bleiben während der ganzen Entwicklung der Embryonen in der unmittelbaren Nähe des Eiballs. Sie umklammern ihn mit ihren Pedipalpen und dem 1. Beinpaar. Dem Menschen gegenüber verhalten sie sich sehr aggressiv: Annäherungen werden mit Verteidigungshaltung beantwortet. Futter wird jedoch erkannt und angenommen.

70-80 Eier pro Kokon sind für orthognathe Spinnen wenig. Grammostola- und Lasiadora-Arten legen 400-500 Eier ab, Acanthoscurria spec. sogar 700-800 Eier pro Eisack (vgl. BUECHERL 1971).

Vogelspinnen bauen normalerweise nur einen einzigen Kokon pro Jahr. Im nächsten Jahr paaren sie sich erneut (vgl. BUECHERL 1971). Pterinochilus spec. scheint in

dieser Hinsicht eine besondere Fähigkeit zu besitzen: ein Weibchen legte nämlich nach einer einzigen Kopulation innerhalb von 4 Monaten 2 Kokons ab: einen ersten, allerdings mit unbefruchteten Eiern, nach 47 und einen zweiten nach 110-112 Tagen (vgl. Tab. 1).

Noch eine weitere Beobachtung ist interessant: BUECHERL (1971) gibt an, dass Theraphosidae-Spinnen ihren Kokon, etwa im Gegensatz zu Phoneutria- und Latrodectus-Arten, immer mit sich herumtragen. Pterinochilus fixiert den Eiseck sorgfältig in der Büchse (vgl. Abb. 6).

Embryonalentwicklung

Die Embryonalentwicklung der Spinne Pterinochilus spec. bedarf noch der Bearbeitung. Beobachtungen über den Verlauf der Entwicklung, der Furchung, der Differenzierung von Extremitäten waren bisher nicht möglich, da die Sorge um Nachwuchs alle Eingriffe in den natürlichen Ablauf verboten. Ebenso fehlen vergleichende Beobachtungen im natürlichen Biotop.

Trotzdem können im folgenden einige Angaben zur Embryonalentwicklung gemacht werden.

Unter den gegebenen klimatischen Verhältnissen (vgl. S. 5) vollzog sich die Entwicklung innerhalb von 12-31 Tagen (vgl. Tab. 1). Nach dieser Zeit wurden die jungen Spinnen, jetzt schon im 2. "Praenymphen"-Stadium (vgl. VON CRELLI-SCHÜTZ 1961) im Kokon sichtbar. Im später verlassenen Gespinnst konnten dann nachträglich noch die Eihüllen und die Exuvien des 1. "Praenymphen"-Stadiums gefunden werden. Chorion und Exuvien sind miteinander verbunden: ein Zeichen, dass die 1. Häutung

ziemlich rasch auf das Schlüpfen erfolgt sein muss.

Die embryonale Entwicklungszeit von Pterinochilus scheint derjenigen anderer orthognather Spinnen, insbesondere südamerikanischer, zu entsprechen (vgl. BUECHERL 1971). Bei Phoneyusa lesserti, einer zentralafrikanischen Vogelspinne hingegen wurden 60-70 Tage gezählt (vgl. FANFANI 1971).

Postembryonalentwicklung

Die "Praenymphen" II (vgl. Tab. 2 und Abb. 7) sind nicht pigmentiert. Sie sind gelblich braun, fast durchsichtig. Gegen Ende ihres Stadiums werden sie etwas dunkler und auch das überdimensionierte grosse Abdomen wird zusehends kleiner. Der Cephalothorax ist fast kreisrund. Vor der Thorakalgrube stehen zwei lange Haare. Vor dem Augenhügel steht ebenfalls ein langes Haar. Die Haare an den Beinen sind viel dünner und feiner als diejenigen der späteren Nymphenstadien. Noch ein weiteres Merkmal besitzen die "Praenymphen": das mittlere hintere Augenpaar fehlt ihnen.

2-3 Wochen lang klettern die "Praenymphen" im Gespinst des Kokons herum. Dann häuten sie zum 2. Mal (vgl. Tab. 1), alle gleichzeitig innerhalb von 24 Stunden. Diese 2. Häutung ist die 1. Exuviation der Spinnen ausserhalb des Kokons.

Die Nymphen I (N_I) gleichen nun in Proportion und Farbe den adulten weiblichen Spinnen. Ihr Cephalothorax ist nicht mehr rund, sondern länglich oval (vgl. Abb. 7). Das dunkle Integument ist dicht behaart und an den Beinen sind jetzt auch die Tarsal-Scopulae vorhanden.

4 Augenpaare bilden den Augenhügel.

Es konnten 9 Nymphenstadien (N_{I-IX}) gezählt werden (vgl. Tab. 2). Die Adulthäutung der aufgezogenen Spinnen war somit die 11. Exuviation.

Ob im natürlichen Biotop die gleiche Anzahl Stadien gefunden wird, bleibt noch abzuklären. Jedenfalls stimmt die Stadienzahl recht gut mit derjenigen von südamerikanischen Theraphosinen überein (vgl. BUECHERL 1962).

3.3. Exuviationen

Der Ablauf der Exuviation bei orthognathen Spinnen wurde schon beschrieben (vgl. KRAUS 1961, BUECHERL 1962, MELCHERS 1964). Auch Pterinochilus spec. zieht sich 10-14 Tage zuvor in ein dichtes Gewebe zurück, legt sich Stunden vor dem Abwerfen der Haut regungslos auf den Rücken und verharret so bis der Cephalothoraxdeckel aufplatzt. Darauf zieht sie ihre Cheliceren, die Pedipalpen und Beine und zuletzt das Abdomen aus dem alten Chitinpanzer heraus.

Junge Spinnen häuten in der Regel leichter als adulte. In 6 Beobachtungsjahren wurden 917 Häutungen bei Adulten registriert. In 38 Fällen (= 4.1%) verlief die Exuviation fatal. 604 Häutungen wurden bei den Aufzuchten gezählt: nur 8 (= 1.3%) verliefen fatal.

Häutung und Wachstum

Exuviation bedeutet bei Vogelspinnen zugleich auch Wachstum. Die Spinnen können nur solange wachsen, als ihr Chitinpanzer noch nicht trocken ist. Nicht alle Individuen von Pterinochilus spec. wachsen bei den einzelnen Häutungen gleichviel. Ausserdem sind die Grössenzunahmen im Leben einer Spinne meist unterschiedlich. Längenmessungen bei verschiedenen Jungspinnen aus dem gleichen Kokon zeigten, dass die 1. Nymphenstadien (N_I) alle gleich gross (3.0 mm) waren (vgl. Tab. 2). Im 9. Stadium (N_{IX}) aber konnten Längen von 12.5-15.0 mm gemessen werden. Die Längenzunahmen schwankten von Stadium zu Stadium zwischen 0.5 und 3.0 mm. Es fällt jedoch auf, dass grössere Schwanckungen erst im späteren

Nymphenalter auftraten.

Auch adulte Weibchen wachsen normalerweise 0.5-3.0 mm pro Häutung. Gelegentlich kommt es vor, dass eine Spinne häutet auch ohne dabei zu wachsen.

Häutung und Erreichen der Geschlechtsreife

Die Entwicklung der Jungspinnen zum adulten Tier dauerte bei den Zuchten im Laboratorium rund 500 Tage.

1. Adulthäutungen von Männchen konnten nach 430, die letzten nach 550 Tagen beobachtet werden. Dass zu diesem Zeitpunkt ebenfalls adulte Weibchen vorhanden waren, zeigten mehrere erfolgreiche Paarungsexperimente.

Von südamerikanischen Vogelspinnen ist bekannt, dass sie ihre Geschlechtsreife erst nach 3-4 Jahren erreichen (vgl. BUECHERL 1971). Auch die Bodenhöhlenbewohnende Phoneysa lesserti aus Zentralafrika wird erst nach 3 Jahren adult (FANFANI 1971).

Erreicht die Spinne Pterinochilus spec. ihre Geschlechtsreife in Ifakara ebenfalls nach 500 Tagen? Die relativ kleine Eizahl (60-80 pro Kokon) wäre ein Argument dafür, dass die Entwicklung in der Natur den Laborbeobachtungen entspricht. Wenn Pterinochilus sich in den Monaten Dezember bis März paart, dann wären die Jungspinnen Mitte des folgenden Jahres geschlechtsreif. Vom Juni bis zum Oktober konnten aber nie adulte Männchen eingefangen werden; halten diese sich tatsächlich etwa in gut verschlossenen Unterschlupfen (vgl. BUECHERL 1962, auf? Eher scheint aber eine Verlängerung der Entwicklungszeit von Mai/Juni bis in den Oktober/November/Dezember wahrscheinlich.

Da Männchen zudem, in Gefangenschaft jedenfalls, nach der Adulthäutung meistens nicht mehr lange leben (vgl. Tab. 3), scheint es eigentlich sinnvoll, dass sie im natürlichen Biotop nur gerade in jenen Monaten auftreten, in denen Wanderungen auf der Suche nach kopulationsbereiten Weibchen überhaupt möglich sind.

Häutungen und Lebensdauer

Die eingefangenen Spinnen sind nicht nur verschieden gross (vgl. Abb. 1), sie sind auch unterschiedlich alt. Altersbestimmungen bei orthognathen Spinnen sind allerdings problematisch (vgl. dazu auch MELCHERS 1964).

Die Verhältnisse im natürlichen Biotop beeinflussen die Wachstumsgeschwindigkeit der Spinnen entscheidend: männliche Tiere, die im Labor aufgezogen wurden, zeigten nach Erreichen der Geschlechtsreife Längenunterschiede bis zu 3.0 mm (vgl. Tab. 2), während eingefangene Spinnen nach der Adulthäutung Grössenunterschiede bis zu 8.5 mm aufwiesen.

Auch die Zeitabstände zwischen den einzelnen Häutungen geben keinen Aufschluss über das Alter einer eingefangenen Spinne. Die Häutungsintensität nimmt wohl im allgemeinen mit dem Alter etwas ab (vgl. Abb. 2, Nr. 1-15), doch kommt eben auch das Umgekehrte vor (Nr. 20).

Altersbestimmungen sind somit nur Schätzungen.

Einzelne Spinnen konnten bis über $3\frac{1}{2}$ Jahre in Gefangenschaft gehalten werden. Einige von ihnen kamen schon als adulte Weibchen ins Laboratorium. Diese Tiere wurden demnach 5-6 Jahre alt. Im Biotop allerdings dürften diese recht grossen (Cephalothoraxdeckel-Länge =

23.0-25.0 mm) und schwerfälligen Spinnen ihren Feinden aber vorher zum Opfer gefallen sein.

Pterinochilus-Männchen leben sicher weniger lange: die Zusammenstellung von Entwicklungszeit und längster Gefangenschaftsdauer ergibt eine Lebenszeit von höchstens 2½-3 Jahren.

Häutung und Jahreszeiten

Die Zusammenstellung der Häutungsdaten aller bisher in Gefangenschaft gehaltenen Spinnen zeigt, dass fast alle Spinnen kurz nach Eintreffen im Labor 1-3 mal gehäutet haben (vgl. Abb. 3). Häutungsreichste Monate sind jeweilen Oktober, November und Dezember. Gegen Januar, Februar nimmt die Häutungsaktivität wieder ab. Aber schon im März kann ein neuer Anstieg beobachtet werden. Nach dem recht einheitlichen 1. halben Jahr verteilen sich die Häutungen immer mehr auf alle folgenden Monate. Es werden auch Monate registriert, in denen keine Spinnen gehäutet haben, obwohl Temperatur, Luftfeuchtigkeit und Futter nicht geändert wurden.

Wie aus Abb. 3 ebenfalls ersichtlich ist, traten die Adulthäutungen der Männchen zusammen mit den ersten Häutungen in Gefangenschaft auf. Bei der Population 1966 traten dreimal schubweise Männchen auf: im Dezember/Januar, im folgenden Juli/August und im Februar/März/April des übernächsten Jahres. Die Population 1969 zeigte eine ähnliche Situation. Die Spinnenpopulationen von 1970-72 dagegen brachten einheitlich nur gerade zu Beginn der Gefangenschaft Männchen hervor.

In Ifakara fallen die Fangmonate Juni bis Oktober in die Trockenzeit. Im Juli ist die Temperatur verhältnismässig tief und die Luftfeuchtigkeit hoch, während gegen Oktober die Temperatur merklich steigt und die Luftfeuchtigkeit abnimmt (vgl. FREYVOGEL 1960). Da Spinnen nur in feuchter Umgebung häuten können, nimmt die Zahl der Exuviationen im Biotop während der Trockenzeit ab. Die "Kleine Regenzeit" fällt in die Monate November, Dezember oder Januar, die "Grosse Regenzeit" in die Monate März, April. Sie bringen den Spinnen die zum Häuten nötige feuchte Umgebung. Im Institut ersetzt der klimatisierte Raum die Regenzeiten. So könnte die grosse Zahl von Häutungen vom Oktober bis zum Februar und vom März bis Mai/Juni jedenfalls erklärt werden.

Vergleichende Studien im Biotop stehen leider aus.

Häutungen und Regeneration

Mit der Häutung hängt bei Spinnen auch die Regeneration verloren gegangener Körperteile zusammen. Auch bei Pterinochilus spec. konnte die "explosive Regeneration" (vgl. BUECHERL 1962) beobachtet werden. Die Spinne ersetzt ganze Beine: nach einer 1. Häutung sind diese allerdings noch klein, aber alle Glieder sind vorhanden. Spätestens nach 3 Häutungen sind regenerierte von ursprünglichen Beinen nicht mehr zu unterscheiden. Fehlende Tarsalglieder werden schneller ersetzt: schon nach einer einzigen Häutung sind sie wieder in normaler Grösse vorhanden. Regenerationen von Pedipalpen

und Cheliceren, die bei den mechanischen Giftabnahmen (vgl. PERRET in Vorb.) hie und da verletzt wurden, sind nie gesehen worden; die Tiere starben entweder direkt an den Folgen der Verletzung oder dann aber bei der nächsten Häutung.

4. Zusammenfassung

1. Die Biologie der orthognathen Spinne Pterinochilus spec. aus Ostafrika wurde beschrieben. Speziell berücksichtigt wurde dabei der natürliche Biotop, die Fortpflanzung und die Häutung.
2. Biotop-Untersuchungen haben ergeben, dass sich die Spinne hauptsächlich in Bananenstauden oder in deren unmittelbaren Nähe aufhält.
3. In den Monaten Juni - Oktober (der jeweiligen Fangperiode der Jahre 1966,69-72) konnten über 500 Individuen eingefangen werden; nie aber war ein adultes Männchen dabei. Männchen treten erst von der "Kleinen Regenzeit" (November - Januar) an auf.
4. Zur Spermienaufnahme webt das Männchen ein flächiges Netz, schräg aufgespannt zwischen Boden und Seitenwand des Käfigs. Die eine freie Kante dieses Spermanetzes wird mit Hilfe des "ventralen Spinnfeldes" dichter gewoben; an diesen weissen "Haftflecken" wird der Spermatropfen von unten her abgegeben. Die Aufnahme der Spermien geschieht "direkt" durch mehrmaliges Eintauchen der Pedipalpenbulben in den Samentropfen.
5. Bei der Paarung führt das Männchen seine Pedipalpenbulben alternierend in die Epigyne des Weibchens ein; das Weibchen steht dabei vorne aufgerichtet vor dem Männchen.
6. Die Eier werden in einen Kokon (3-4 cm Durchmesser) abgelegt, welcher in allen Richtungen fixiert im Käfig aufgehängt ist. Die Kokons enthalten durchschnittlich 70-80 Eier.

7. Die Embryonalzeit dauerte im Laboratorium 18-31 Tage.
Nach dieser Zeit erschienen die "Praenymphen II" an der Aussenseite des Kokons; sie sind noch nicht pigmentiert und ernähren sich noch vom Dotterrest im Abdomen.
8. Bis zur Adulthäutung, nach rund 500 Tagen, durchliefen die Jungspinnen 2 "Praenymphen"- und 9 Nymphenstadien.
9. Pterinochilus-Spinnen wachsen pro Häutung 0.5-3.0 mm.
10. Weibliche Spinnen werden im Labor 5-6 Jahre alt, männliche dagegen etwa $2\frac{1}{2}$ -3.
11. Alle Beobachtungen wurden mit Angaben über andere Vogelspinnen verglichen.

5. Literaturverzeichnis

- BERLAND, L., 1955: Les Arachnides de l'Afrique noire
Française.-Dakar: Institut Français d'Afrique Noire.
- BRISTOWE, W.S., 1958: The World of Spiders.-Collins,
London, 304p.
- BUECHERL, W., 1962: Südamerikanische Vogelspinnen.-
Wittenberg Lutherstadt: A.Ziensen Verlag.
- BUECHERL, W., 1971: Spiders.-In: Venomous Animals and their
Venoms III, 197-277, (BUECHERL, W. & BUCKLEY, E., Ed.),
Academic Press, New York.
- CLOUDSLEY-THOMPSON, J.L., 1958: Spiders, Scorpions,
Centipedes and Mites.-Pergamon Press, London.
- CROME, W., 1956: Taranteln, Skorpione und Schwarze Witwen.-
Wittenberg Lutherstadt: A.Ziensen Verlag.
- FANFANI, A., 1971: Ricerche sul migalomorfo Phoneyusa
lesserti, Dresco, 1971: I.Osservazioni sulla biologia
in cattività.-Accademia Nazionale dei Lincei, Serie
VIII, Vol.II, 65-69.
- FINLAYSON, M.H., 1939: Harpactirella lightfooti as a Cause
of Spider-Bite in the Union.-S.A.Medical Journal,
Vol.XIII, No.24, 808-809.
- FREYVOGEL, T.A., 1960: Einige meteorologische Daten aus
Südtanganyika.-Acta Tropica, Vol.17, 365-374.
- FREYVOGEL, T.A., 1964: The work at the Rural Aid Centre
(R.A.C.), Ifakara, Tanganyika, -Acta Tropica, Vol.21, 91-95.
- FREYVOGEL, T.A., 1968: Report on a Limited Anopheline
Survey at Ifakara, South-Eastern Tanzania.-Acta Tropica,
Vol.25, 17-28.

- FREYVOGEL, T.A., HONEGGER, C.G. und MARETIC, Z., 1968: Zur Biologie und Giftigkeit der ostafrikanischen Vogelspinne Pterinochilus spec.-Acta Tropica, Vol.25, 217-255.
- FREYVOGEL, T.A., 1972: Poisonous and Venomous Animals in East Africa.-Acta Tropica, Vol.29, 401-451.
- GERHARDT, U., 1929: Zur vergleichenden Sexualbiologie primitiver Spinnen, insbesondere der Tetrapneumonen.-Z.Morph.u.Oekol.Tiere 14, 699-764.
- KAESTNER, A., 1969: Lehrbuch der Speziellen Zoologie, I, 1. Teil. Araneae.-Gustav Fischer Verlag, Stuttgart.
- KRAUS, O., 1961: Vogelspinnen bei der Häutung.-Natur u. Volk 91, 69-74.
- MELCHERS, M., 1964: Zur Biologie der Vogelspinnen (Fam. Aviculariidae).-Z.Morph.Oekol.Tiere 53, 517-536.
- MILLOT, J., 1949: Ordre des Araneides (Araneae).-In: Traité de Zoologie, Tome VI, 589-743, (GRASSE, P., Ed.), Masson et Cie., Paris.
- PERRET, B.A. and FREYVOGEL, T.A. - : Further investigation on the venom of the east-african orthognath spider, Pterinochilus sp. (preliminary report).- In: Animal and Plant Toxins (KAISER, E., Ed.), Goldmann Verlag, München, im Druck.
- PERRET, B.A. - : The venom of the East-African spider Pterinochilus sp. (Fam. Theraphosidae).-In Vorbereitung.
- PETRUNKOVITCH, A., 1911: Sense of sight, courtship and mating in Dugesia hentzi (Girard), a Theraphosid spider from Texas.-Zool.Jb., Abt.System., Oekol.u.Geogr. 31, 355-376.
- PROBST, P., 1972: Zur Fortpflanzungsbiologie und zur Entwicklung der Giftdrüsen beim Skorpion Isometrus maculatus (De Geer, 1778).-Acta Tropica, Vol.29, 1-87.

- ROVNER, J.S., 1972: Copulation in the Lycosid Spider (Lycosa
rabida Walckenaer): A Quantitative Study.-Anim.
Behav. 20, 133-138.
- SAVORY, T., 1964: Arachnida.-Academic Press, London and
New York, 291p.
- SMITHERS, R., 1939: Biological Note on Harpactirella
lightfooti (Purcell).-S.A. Medical Journal, Vol. XIII,
No. 24, 810.
- VON ORELLI-SCHÜTZ, E., 1961: Untersuchungen über die
Entwicklung von Spinnen.-Verhandl. Naturf. Ges. Basel,
Bd. 72, Nr. 2, 265-319.

Tabelle 1

PTERINOCHILUS SPEC. - Frühentwicklung

Datum der Kopulation	Intervall Tage	Datum der Eiablage	Intervall Tage	Prae- nymphen II sichtbar	Intervall Tage	Datum der 2. Häutung
27. 7.67	-	-	-	(7.10.67)	-	16.10.67
24. 3.71	35	28. 4.71	26	24. 5.71	11	4. 6.71
25. 3.71	53	17. 5.71	18	4. 6.71	16	20. 6.71
10. 1.72	46	25. 2.72	—	—	—	—
20.11.72	47	6. 1.73	—	—	—	—
	110-112	10.-12.3.73	27-29	8. 4.73	14-19	22.-27.4.73
21.11.72	31	22.12.72	24	15. 1.73	18	2. 2.73
21.11.72	31	22.12.72	25	16. 1.73	20	5. 2.73
21.11.72	116-117	17.-18.3.73	30-31	17. 4.73	11-13	28.-30.4.73
2. 2.73	36-38	10.-12.3.73	—	—	—	—
5. 3.73	30	4. 4.73	18-21	22.-25.4.73		

Tabelle 2

PTERINOCHILUS SPEC.

Postembryonalentwicklung: Cephalothorax-Längen_(mm) der Nymphen_(N)

	1.	2.	3.	4.	5.	6.	7.	8.	9.	10.	11.Häutung
Prae-N _I	Prae-N _{II}	N _I	N _{II}	N _{III}	N _{IV}	N _V	N _{VI}	N _{VII}	N _{VIII}	N _{IX}	Ad
1.0	2.0	3.0	4.0	5.0	6.0	6.5	7.0	8.0	11.5	13.0	13.0
1.0	2.0	3.0	3.5	4.5	5.5	6.5	7.5	8.5	10.5	12.5	14.0
1.0	2.0	3.0	4.0	5.0	5.5	6.5	7.0	8.5	10.5	13.5	- ♂
1.0	2.0	3.0	4.0	4.5	6.0	7.5	8.0	9.0	12.0	13.5	- ♂
1.0	2.0	3.0	4.0	4.5	5.5	6.5	7.5	8.5	11.0	13.5	14.5
1.0	2.0	3.0	3.5	4.5	5.5	6.0	7.0	8.5	10.5	12.5	14.5
1.0	2.0	2.5	3.5	5.0	5.5	7.0	8.5	10.5	12.0	14.5	- ♂
1.0	2.0	3.0	4.0	5.0	5.5	6.0	7.0	10.0	12.0	15.0	16.0
1.0	2.0	3.0	3.5	5.0	6.0	6.5	7.5	9.0	10.0	13.0	- ♂
1.0	2.0	3.0	3.5	4.0	5.0	6.0	7.5	9.5	11.5	14.0	15.5

Legende: Prae-N_I, N_{II} 1. und 2. Stadium der Praenymphen vgl. S. 15
 N_{I-IX} Nymphenstadien I-IX vgl. S. 17
 Ad Adult

Tabelle 3

PTERINOCHILUS SPEC.

Lebensdauer der Männchen nach der Adulthäutung

Cephalothorax- Länge mm	Anzahl Spinnen	Maximale Lebens- dauer Tage
13.0	3	249
13.5	-	-
14.0	2	165
14.5	3	166
15.0	3	158
15.5	2	(203)
16.0	-	-
16.5	3	180
17.0	7	273
17.5	11	312
18.0	14	188
18.5	8	(193)
19.0	7	245
19.5	2	(129)
20.0	20	299
20.5	6	221
21.0	2	224
21.5	4	(193)
Durchschnittlich: 212		

Legende: () = Tod nach Giftabnahmen (vgl. PERRET in Vorb.)

Abbildungen

Abb. 1 Pterinochilus spec.: Anzahl und Grösse der
in Ifakara in den Jahren 1969-72 eingefangenen
Spinnen.

Grösse = Cephalothorax-Länge in mm

Anzahl = in Prozenten der Fangpopulation

T = Total eingefangene Spinnen

Abb. 2 Pterinochilus spec.: Häutungsintervalle einiger
älterer Spinnen.

Tiere 1-10, 11-21 = ♀♀

Tiere 11 und 12 = ♂♂

o Häutung • Tod

Abb. 3 Pterinochilus spec.: Monatliche Verteilung der
Häutungen der in den Jahren 1966 und 1969-72
eingefangenen Spinnen. Die Zahl der Häutungen
ist jeweilen in Prozenten des Totals der Population
ausgedrückt.

↓ Ankunft der Population im Institut

▮ Adulthäutungen von ♂♂

Abb. 1

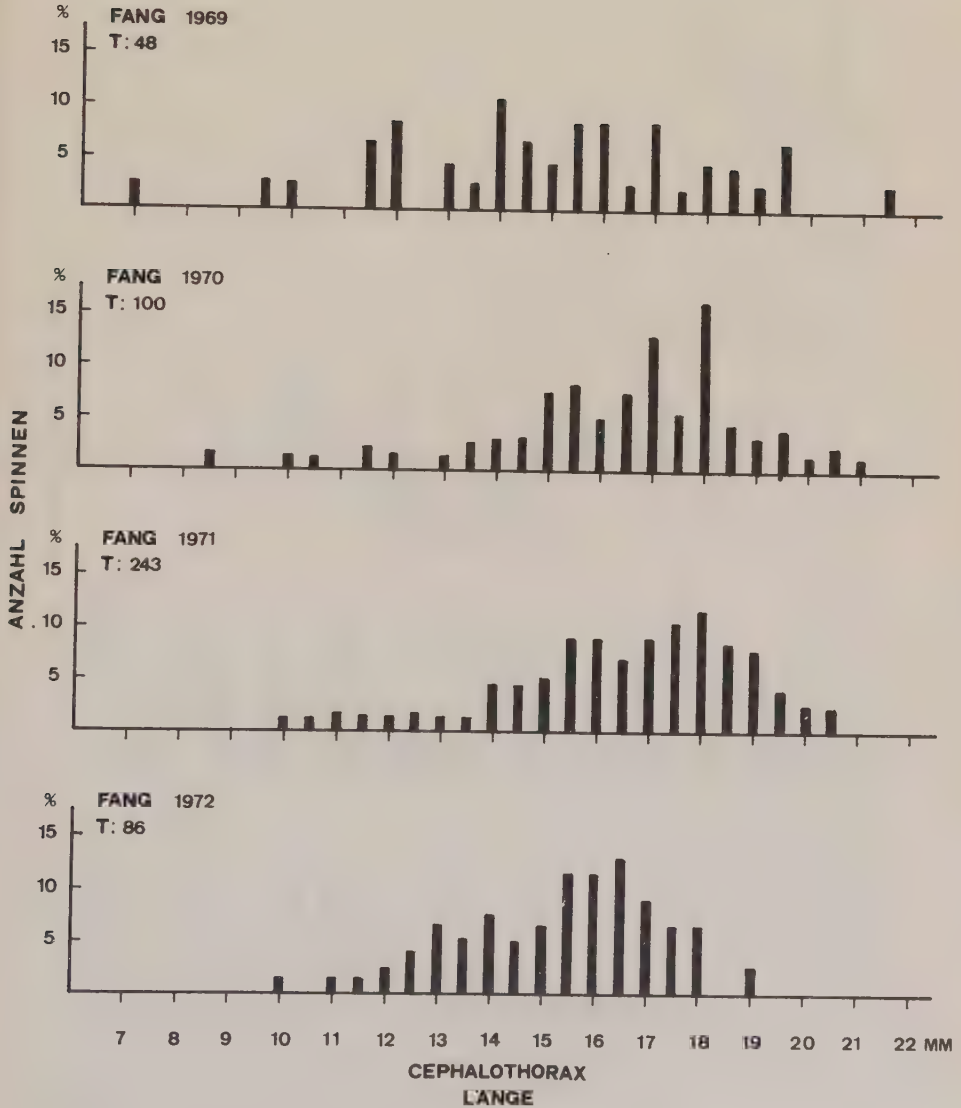


Abb. 2

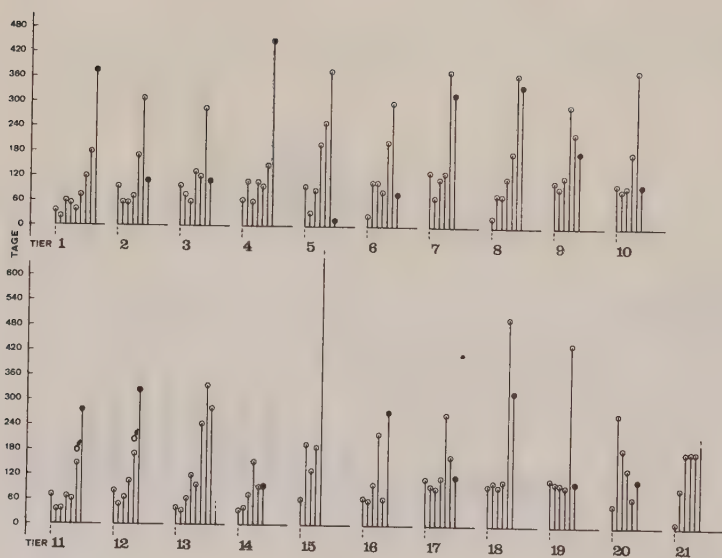
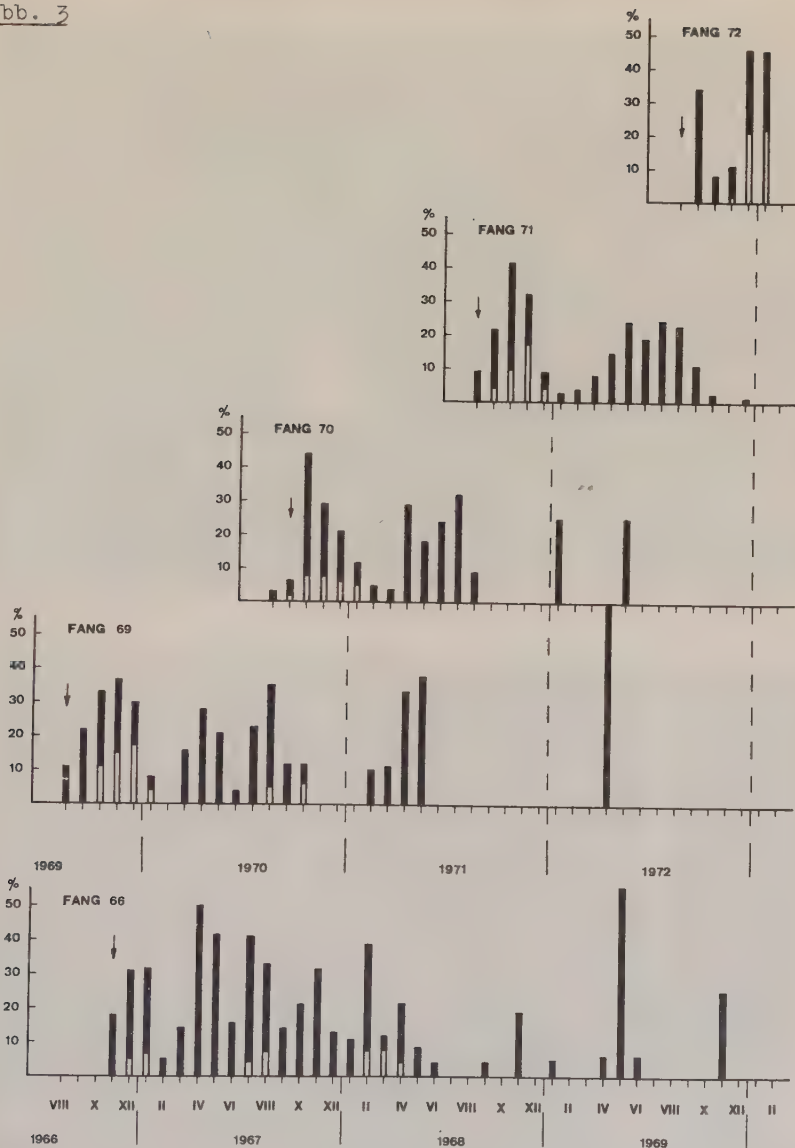


Abb. 3

ANZAHL SPINNEN



- Abb. 4 Pterinochilus spec.: Männchen auf dem Rücken
liegend beim Weben des "Haftfleckens" am
Spermanetz.
- Abb. 5 Pterinochilus spec.: Paarung - Das Männchen (r.)
hat den linken Pedipalpen an der Epigyne des
zurückgedrängten Weibchens (l.).
- Abb. 6 Pterinochilus spec.: Lage und Fixierung eines
Kokons in der Kunststoffdose.
- Abb. 7 Pterinochilus spec.: Vergleich der "Praenympe"II (l.)
und der Nymphe I (r.).

Abb. 4



Abb. 5



Abb. 6



Abb. 7



Gift und Giftigkeit der orthognathen Spinne

Pterinochilus spec.

Inhaltsübersicht

	Seite
1. Einleitung	3
2. Material und Methoden	5
2.1. Das Spinnenmaterial	5
2.2. Methoden	5
2.2.1. Die Giftgewinnung	5
2.2.2. Die Giftbehandlung	6
2.2.3. Die Giftauftrennungen	6
2.2.4. Die Toxizitätsbestimmungen	9
3. Resultate	12
3.1. Die Giftquantitäten	12
3.2. Die Giftauftrennungen	13
3.3. Die Toxizitätsbestimmungen	15
3.3.1. Die Toxizität des Rohgiftes	15
3.3.2. Die Toxizität einzelner Giftteile	19
4. Diskussion	20
4.1. Zur Giftquantität	20
4.2. Zur Chemie und zur Giftigkeit	23
5. Zusammenfassung	29
6. Literaturverzeichnis	31
Tabellen	36
Abbildungen	42

1. Einleitung

Im Verlaufe der Untersuchungen über Biologie, Giftapparat und Giftigkeit der orthognathen Spinne Pterinochilus spec. aus Ifakara, Tanzania (Ostafrika) stellten FREYVOGEL et al. (1968b) fest, dass das Gift schon in sehr kleinen Mengen auf Mäuse und Meerschweinchen toxisch wirkt, während es für den Menschen nicht tödlich zu sein scheint. Mit Hilfe der Gelfiltration auf Polyacrylamid und der Agar-Gel-Elektrophorese fanden sie im Gift 16 Komponenten mit Molekulargewichten (MG) über 1400 und 8 Substanzen mit MG unter 1400. Toxizität für weisse Mäuse fanden sie in 1-4 elektrophoretisch voneinander trennbaren Regionen.

MARETIC (1967) hat Papier-chromatographisch 5-7 Protein-Komponenten nachgewiesen.

Ziel der vorliegenden Arbeit war, das Gift, sowohl der weiblichen als auch der männlichen Spinnen, mit weiteren chromatographischen und elektrophoretischen Methoden aufzutrennen und festzustellen, in wievielen und in welchen Komponenten sich die Toxizität nachweisen lässt.

Ferner galt es zu prüfen, ob das Gift auch für Affen, Anuren und Küchenschaben toxisch wirkt.

Da die Toxizitätstests eine grosse Menge Gift erforderten, musste überdies die Giftabnahme-Methode verbessert werden.

Einige dieser Resultate wurden anlässlich des General Meeting of the International Society on Toxinology im September 1972 in Darmstadt, Deutschland vorgetragen und in einem vorläufigen Bericht zusammengefasst (vgl. PERRET and FREYVOGEL).

Die Arbeit entstand in den Jahren 1970-73 unter der Leitung von Herrn Prof. Dr. T.A. Freyvogel am Schweizerischen Tropeninstitut in Basel.

Meinem verehrten Lehrer möchte ich für seine Anregungen, sein stetes Interesse und für den Arbeitsplatz am Institut herzlich danken. Ihm und besonders auch Herrn Prof. Dr. R. Geigy möchte ich meinen Dank aussprechen, dass mir im Jahre 1970 ein Aufenthalt in Afrika ermöglicht wurde, um einen Teil des umfangreichen Spinnenmaterials selbst zu sammeln.

Spezieller Dank gilt auch Herrn Dr. C.G. Honegger für seine wertvollen Ratschläge und seine Einführung in die biochemischen Trennmethoden.

Mein freundlicher Dank richtet sich an die Firma CIBA-GEIGY AG (vormals I.R.GEIGY AG) für die verschiedenen Tiere zu Fütterungs- und Versuchszwecken.

2. Material und Methoden

2.1. Das Spinnenmaterial

Die Spinnen Pterinochilus spec.* stammten aus Ifakara, einer Ortschaft im Südosten Tanzanias (Ostafrika). Eine Kolonie von 100-200 Tieren wird seit einigen Jahren im Schweizerischen Tropeninstitut in Basel gehalten. Freiland-Fänge ergänzten die Population jährlich. Die Haltung und die Aufzucht in Gefangenschaft, sowie Beobachtungen zur Biologie sind in einer separaten Arbeit beschrieben (PERRET in Vorb.).

* Da die Taxonomie der orthognathen Spinnen Ostafrikas uneinheitlich ist, konnte die Art noch nicht bestimmt werden.

2.2. Methoden

2.2.1. Die Giftgewinnung

Das Spinnengift wurde anfänglich auf rein mechanischem Wege gewonnen: die Cheliceren-Basalglieder wurden nacheinander mit einer anatomischen Pinzette mehrmals zusammengepresst, bis kein Gift mehr abgegeben wurde (vgl. FREYVOGEL et al. 1968b). Die Methode brachte grosse Verluste, da die Cheliceren regelmässig verletzt wurden und die Spinnen in der Folge weitere Giftabgaben verweigerten.

Wesentlich bessere Erfolge brachte die Methode, bei der die Spinnen mit einem Gleichstrom zur Giftabgabe gereizt wurden (vgl. BARRIO und VITAL-BRAZIL 1949). Die Spinnen wurden dabei so an 2 Metallplättchen (Elektroden) gehalten, dass diese zwischen Cheliceren und Mund zu liegen kamen. Die Elektroden wurden mit einem Tropfen Wasser befeuchtet,

um den elektrischen Kontakt zu gewährleisten. Zwei Taschenlampenbatterien, in Serie geschaltet, lieferten 9 Volt Gleichstrom. Mit einem Fusschalter konnte der Stromkreis willkürlich geschlossen und unterbrochen werden. Das in kleinen Tropfen austretende Gift wurde in kalibrierte Pipetten aufgenommen. Die Frischgiftmengen konnten auf diese Weise volumetrisch ermittelt werden.

Von speziellen Versuchen abgesehen, wurden die Spinnen durchschnittlich alle 2-4 Monate entgiftet.

2.2.2. Die Giftbehandlung

Frischgift, welches nicht sofort für Toxizitätsbestimmungen verwendet wurde, wurde in Tablettengläsern in einem Gemisch von Trockeneis und Methanol eingefroren und anschliessend in einem "ZIVY"-Lyophilisator während mindestens 15 Stunden getrocknet.

Bei einem Experiment wurde das Frischgift lediglich bei $+4^{\circ}\text{C}$ in einem Exsikkator über CaCl_2 getrocknet (vgl. SCHENBERG and PEREIRA LIMA 1971).

Vor und nach dem Trocknen wurden die Giftproben jeweils auf einer "METTLER" M5 SA Präzisionswaage gewogen.

Getrocknetes Gift (Einzelgifte und Sammelgemische = Giftpools) wurden bei $+4^{\circ}\text{C}$ im Dunkeln aufbewahrt.

2.2.3. Die Giftauftrennungen

Die Isoelektrische Fraktionierung erfolgte in einer LKB 8101 "Ampholine" Fokusier-Säule (110 ml) nach der Methode von HAGLUND (1967). 5-10 mg Rohgift wurde in bidestilliertem Wasser gelöst und dem 1% "Ampholine"-Trägerampholyten mit dem pH-Bereich von pH 3-10 beigegeben. Der Trennprozess dauerte

15 Stunden bei + 4°C und 400 Volt / 0.5 mA. Nach der Fraktionierung wurde die Säule mit Hilfe einer Pumpe kontinuierlich entleert und die Absorption des Eluats bei 253.7 nm ("LKB UVIKORD 4701A") gemessen. Der Säuleninhalt wurde anschliessend in Fraktionen von 4.5 ml aufgeteilt. Die pH-Messungen wurden mit einem "IL Elektrometer", Modell 245 ausgeführt.

Für die Gelfiltration auf Sephadex G-50, fine wurde eine "PHARMACIA K 25 x 1000 mm" Säule verwendet. Die aufgetragenen Giftlösungen (2-4 ml) enthielten bis zu 500 mg Trockengift (Sammelgemisch von 180 Spinnen). Bevor die Proben auf die Säule gebracht wurden, musste das Trockengift zum Teil in mehreren Portionen mit bidestilliertem Wasser gelöst werden (vgl. MIRANDA et al. 1970). Nichtlösliche Anteile wurden mindestens 3 Mal mit kleinen Mengen Wasser gewaschen und während je 10 Minuten bei ca. 3000 x g abzentrifugiert. Der Ueberstand wurde lyophilisiert, nochmals gelöst und der Gelfiltrationslösung beigegeben. Gelfiltrations-Puffer war 0.1 M Ammoniumacetat, pH 4.9. Die Durchflussgeschwindigkeit (30-40 ml/Stunde) wurde von einer Peristaltikpumpe geregelt. Nach der Absorptionsmessung bei 253.7 nm und kontinuierlicher Aufzeichnung ("LKB Schreiber 6520") wurde das Eluat in einen Fraktionensammler ("LKB Radi-Rac Automatic Fraction Collector Type 3401 B") geleitet. Es wurden jeweilen 24 Fraktionen à 15 ml abgetrennt. Alle Fraktionen wurden anschliessend zweimal lyophilisiert und bis zur Weiterverarbeitung bei + 4°C gelagert.

Die Molekulargewichtsbestimmungen erfolgten in der mit Cytochrom C (Fluka) und Insulin (Berna) geeichten Sephadex-Säule nach Angaben von DETERMANN (1967).

Probenzubereitung und Gelfiltration wurden bei Zimmertemperatur ($20 \pm 2^{\circ}\text{C}$) durchgeführt.

Zur Auftrennung der Gelfiltrationsfraktionen und der Rohgifte wurde konventionelle Disk-Elektrophorese (vgl. FREYVOGEL et al. 1968a, modifiziert nach BRIEGEL and FREYVOGEL 1971) verwendet. Die anodisch laufenden Komponenten wurden in einem 10%, die kathodisch orientierten in einem 6% Acrylamidgel (Merck oder Eastman Kodak) in Gelröhrchen der Grösse 3.5×70 mm getrennt. Dem 0.005 M Tris-Glycin Puffer, pH 8.5 ± 0.1 , wurde Bromphenolblau als Indikator zugegeben. Die Elektrophorese der 1% Giftlösungen (1-2 mg Trockengift) dauerte durchschnittlich 30-40 Minuten bei 300 Volt und 2-4 mA pro Gelröhrchen und einer Puffertemperatur von $+ 4^{\circ}$ bis $+ 10^{\circ}\text{C}$. Nach der Auftrennung wurden die Proteine während 15 Minuten mit 0.25% Amidoschwarz 10B angefärbt. Der Farbüberschuss konnte anschliessend durch erschöpfendes Auswaschen mit 7% Essigsäure entfernt werden.

Die densitometrische Auswertung der gefärbten Gele erfolgte mit Hilfe eines "Eppendorf"Photometers (bei 546 nm), dem ein "W+W" Electronic Integrator Schreiber angeschlossen war. Die Aktivitäten der einzelnen Bänder wurden in Prozenten der Gesamttextinktion der einzelnen Gele ausgedrückt. Auf der anodischen Seite wurde jeweilen die Wanderungsstrecke des Bromphenolblaus

als 1.0 angenommen. Die Laufstrecken der Giftkomponenten wurden als Rm-Werte auf diesen Eichwert bezogen.

Auf der kathodischen Seite dagegen wurde dem Band 5 willkürlich der Rm-Eichwert 0.5 zugesprochen und die restlichen Bänder darauf bezogen.

Wenn einzelne Bänder zum Nachweis ihrer Toxizität eluiert werden mussten, wurde die Elektrophorese in Gelplatten ("ORTEC 4200 Electrophoresis System") durchgeführt. Nach der Trennung der 3-5 mg Trockengift enthaltenden Proben wurden die Komponenten durch Anfärben (Amidoschwarz) eines Referenzstreifens lokalisiert und die Substanzhaltigen Gelteile herausgeschnitten. Die Proteine wurden entweder durch einfache Diffusion eluiert (vgl. MAURER 1968) oder elektrophoretisch aus den Gelteilen herausgeholt (vgl. SULITZEANU et al. 1967, cit. in MAURER 1968).

Der Proteingehalt des Giftes wurde nach der Folin-Ciocalteu Methode (LOWRY et al. 1951) bestimmt.

2.2.4. Die Toxizitätsbestimmungen

Toxizitätstests wurden an Küchenschaben, Anuren, weissen Mäusen und Affen durchgeführt. Das Gift wurde entweder in bidestilliertem Wasser gelöst (LD₅₀-Bestimmungen) oder mit 0.9% Kochsalzlösung (Frischgiftversuche) verdünnt. Die Applikationen erfolgten in allen Fällen mittels einer "Sanitex"-Tuberkulin-Spritze (1 ml) und "Delvo"-Nadeln Nr. 20.

Die Küchenschaben (Periplaneta americana) stammten aus einer Zucht der Firma CIBA-GEIGY AG (vormals GEIGY AG) in Basel. Es wurden nur Adultstadien (ca. 1g) verwendet. Die Tiere wurden so zwischen Zeig-, Mittelfinger und Daumen gehalten, dass die Lösungen (0.05 ml) ventral seitlich der Medianlinie zwischen dem 3. und 4. Abdominalsegment in die Leibeshöhle injiziert werden konnten (vgl. BETTINI e BOCCACCI 1955).

Die Frösche (Afraxalis fornasini, Hyperolius spec. und Cassina senegalensis) sind Bewohner der Bananenstauden, des natürlichen Biotopes der Spinne Pterinochilus spec. in Ifakara (FREYVOGEL et al. 1968b, PERRET in Vorb.). Den Tieren (5-10 g) wurden die Giftlösungen (0.05 ml) teils subcutan, teils intraperitoneal verabreicht.

Die Meerkatzen (Cercopithecus aethiops) stammten ebenfalls aus der Umgebung von Ifakara. Den adulten, weiblichen Tieren wurde das Gift (0.1/0.2/0.5 ml) intramuskulär und subcutan in den Unterschenkel injiziert.

Die weissen Mäuse des NMRI-Stammes wurden ebenfalls von der Firma CIBA-GEIGY AG in Basel bezogen. Die Tiere, alles Weibchen, waren durchschnittlich 17-23 g schwer. Die Applikation der Lösungen (0.1 ml) erfolgte hauptsächlich intravenös in die dilatierten Schwanzvenen. Die subcutane (Rücken) und die intraperitoneale Applikation wurde nur bei den in Tabelle 4 und 6 angegebenen Versuchen angewendet.

Als Mass für die Toxizität diente die LD_{50} (vgl. RUSSELL 1966). Pro Dosis wurden in der Regel 6, in seltenen Fällen 4 oder 5 Versuchstiere eingesetzt. Wo die Anzahl der Versuchstiere klein war (Anuren, Affen) beschränkte sich die Prüfung der Toxizität auf die Beobachtung der äusserlich sichtbaren Vergiftungssymptome.

Frösche, Mäuse und Affen wurden während 3 Stunden, Küchenschaben in der Regel nur 1 Stunde lang intensiv beobachtet. Nachher genügten Kontrollen in Abständen von 12 Stunden.

Die Auswertung der Resultate der LD_{50} -Bestimmungen wurde nach der Methode von SPEARMAN-KAERBER (vgl. FINNEY 1964) durchgeführt.

3. Resultate

3.1. Die Giftquantitäten

Die Resultate der Giftabnahmen sind in Tab. 1, sowie in Abb. 1 und 2 zusammengestellt.

Tab. 1 stellt die Resultate der beiden Abnahme-Methoden einander gegenüber: neben den Angaben über die Anzahl der Gift abgebenden Spinnen werden auch die Frischgiftmengen und die Trockensubstanzanteile aufgeführt. Aus den Resultaten geht hervor, dass einerseits die Elektroschock-Methode effektiver ist (vgl. die Durchschnittswerte bei einmaliger Abnahme), andererseits dass weibliche Spinnen mehr Gift abgeben als männliche. Der Trockensubstanzanteil ist, den Resultaten der Elektroschock-Abnahme entsprechend, bei beiden Geschlechtern gleich: 21%.

Abb. 1 stellt die Abhängigkeit der Giftquantität von der Tiergrösse dar. Grosse Spinnen geben grössere Mengen Gift ab als kleine. Die Feststellung, dass Spinnen-Weibchen mehr Gift abgeben als Spinnen-Männchen, kann auch auf Grund dieser Darstellung gemacht werden.

Abb. 2 zeigt schliesslich, dass die Giftmenge auch noch von der Restitutionszeit der Giftdrüse abhängt. Ertragreiche Giftentnahmen erfordern eine Erholungszeit von mindestens 14 Tagen. Bei kürzeren Abnahmeintervallen sinken Frischgiftmenge und Trockensubstanzanteil ab (vgl. 1-, 3- und 5-Tage Intervall).

3.2. Die Giftauftrennungen

Die Ergebnisse der verschiedenen Giftauftrennungen können den Abb. 3 und 4, sowie der Tab. 2 entnommen werden.

Die Isoelektrische Fraktionierung des Weibchengiftes brachte im breiten pH-Bereich (pH 3-10) insgesamt 16 Komponenten hervor (Abb. 3). Bei den "Peaks" 1 bis 9 wurden Substanzen eluiert, deren Isoelektrische Punkte zwischen pH 10.5 und 7.0 lagen. "Peaks" 10-16 repräsentieren Substanzen, deren Isoelektrische Punkte zwischen pH 7.0 und 3.0 liegen.

Das Elutionsdiagramm der Gelfiltration von Pterinochilus Weibchen-Gift (Abb. 4) zeigte 11 "Peaks". "Peak" 1 und 2 enthielten Komponenten mit Molekulargewichten (MG) zwischen 13 600 und 20 000. "Peaks" 3-11 enthielten den Anteil mit dem MG zwischen 13 000 und 5 000. Substanzen mit kleinerem MG konnten mit dieser Methode nicht gefunden werden.

Nach der Lyophilisation erschienen die Substanzen, welche bei den "Peaks" 1-7 eluiert wurden, pulvrig weiss. Die getrockneten Anteile der "Peaks" 9-11 waren braun und körnig. Bei "Peak" 8 erschien eine weisse, stark hygroskopische Substanz. Der gewichtsmässig grösste Anteil wurde bei den "Peaks" 5-9 eluiert; die Gewichte der bei den einzelnen "Peaks" eluierten Substanzen entsprachen den Verhältnissen von 2:2:3:3:6:8:15:16:23:2:1.

Das Elutionsdiagramm von Pterinochilus Männchen-Gift glich demjenigen des Weibchen-Giftes bis auf die beiden "Peaks" 7 und 8. Diese beiden "Peaks" waren zu einem einzigen, etwas asymmetrischen "Peak" zusammengeschlossen.

Auch beim Männchen-Gift wurden rund 85% der aufgetragenen Substanzmenge zwischen den "Peaks" 5 und 9 eluiert.

Mit der Acrylamidgel-Elektrophorese konnte Gift von einzelnen Tieren aufgetrennt werden. Die von der Methode geforderten Quantitäten liessen es zu, dass Gifte von Männchen, von Weibchen, frisch abgenommen oder getrocknet gelagert, einzeln oder kollektiv gesammelt, miteinander verglichen werden konnten (Tab. 2).

In jedem Fall wurden 18 Bänder gefunden: 8 Komponenten wanderten auf die kathodische Seite und 10 auf die anodische. Die relativen Wanderungen (R_m) stimmten bei den verschiedenen Auftrennungen gut überein; und auch die quantitative Auswertung der Bänder brachte nur wenige Unterschiede hervor: Zu erwähnen sind etwa die Bänder 1,2,5 und 7 auf der kathodischen und Band 14 auf der anodischen Seite.

Die anodischen Komponenten beinhalten rund 35% und die kathodischen Komponenten rund 65% der Protein-Gesamtmenge des Spinnengiftes. Der Proteingehalt des Rohgiftes betrug 60-70%.

Auch die Gelfiltrationsfraktionen des Weibchen- und Männchen-Giftes wurden elektrophoretisch aufgetrennt. Die Kombination der beiden Methoden brachte Einblick

in die Zusammensetzung der einzelnen "Peaks" (Abb. 4). Oberhalb der Auftragungslinie sind alle Komponenten, welche in Richtung Kathode wanderten, aufgetragen. Es konnten total 10 Bänder gezählt werden. Sie sind auf die Fraktionen 5-16 verteilt. Unterhalb der Linie (auf der anodischen Seite) wurden 16 Bänder gefunden. Sie sind, im Gegensatz zu den kathodischen Komponenten, auf das ganze Säuleneluat (Fraktion 1-24) verteilt.

Damit erhöhte sich die Zahl der Elektrophorese-Bänder auf total 26, 8 mehr als bei Rohgift-Proben aufgetrennt werden konnten. Die zusätzlich gefundenen Bänder sind Nr. 2,5,6,9,10 und 13 auf der anodischen Seite und Nr. 8 und 9 auf der kathodischen Seite. Diese Resultate galten sowohl für Weibchen-, wie auch für Männchen-Gift.

3.3. Die Toxizitätsbestimmungen

Die Toxizität des Pterinochilus-Giftes wurde anhand von Versuchen mit Rohgift und Versuchen mit einzelnen Giftteilen (Gelfiltrationsfraktionen, Elektrophorese-bänder) bestimmt.

3.3.1. Die Toxizität des Rohgiftes

In der Tab. 3 sind die Toxizitätsversuche mit Frischgift zusammengestellt.

Die im Spinnen-Biotop lebenden Anuren konnten selbst mit Giftdosen, die 10mal der LD₁₀₀ für weisse Mäuse entsprechen, nicht getötet werden (Versuche a,b). Die Frösche sprangen lediglich unmittelbar nach der Applikation des Giftes aufgeregt umher. Auch ihre Pupillen vergrösserten sich. Einige Tiere wechselten vorübergehend ihre Farbe: sie wurden dunkel pigmentiert.

5-10 mm rund um die Injektionsstelle blieb die Haut jedoch unverändert hellgrün oder rosa. Irgend eine Behinderung aber in den Bewegungen konnte zu keinem Zeitpunkt festgestellt werden.

Die Meerkatzen (Cercopithecus aethiops), denen frisch abgenommenes Spinnengift injiziert wurde (Versuche c-e) überlebten ebenso. Sie zeigten aber deutliche Vergiftungserscheinungen. Bei den beiden Tieren in Versuch c und d konnten sofort nach der Injektion Muskelspasmen im Unterschenkel gesehen werden; sie dauerten bis zu einer Stunde an. Häufigem Kratzen folgte Belecken der Einstichstelle. Beide Affen standen mehrmals unruhig auf und setzten sich wieder hin oder bissen in die Käfigstäbe. Nach 1 Stunde waren sie aber wieder völlig ruhig. Bei einem Tier (Versuch c) bildete sich um die Injektionsstelle herum ein 2-3 cm grosser, runder roter Fleck. Nach 3 Tagen war er aber wieder verschwunden.

Dem 3. Tier wurde Gift von 6 Spinnen injiziert. Es zeigte sofort Zeichen intensiver Schmerzen im Bein: es kratzte sich auffällig häufig und turnte aufgeregt im kleinen Käfig umher. Das betroffene Bein wurde dabei geschont. Dann wiederum betrachtete und beleckte es die Einstichstelle. Auch bei diesem Tier wurden Muskelspasmen im Unterschenkel sichtbar. Nach 3 Minuten begann es, gepresst zu atmen, und nach 10 Minuten stiess es anhaltend intensive Laute hervor. Die Atmung ging unregelmässig, die Frequenzen der Atemstösse war doppelt so hoch als vor dem Versuch. Zu diesem Zeitpunkt trat

auch eine starke Speichelabgabe durch Mund und Nase auf. 20 Minuten nach der Giftapplikation begann sich das Tier wieder etwas zu erholen und 2 Stunden später sass es, allerdings recht schläfrig, wieder ruhig im Käfig.

Lediglich einmal wurde die Toxizität von Frischgift an weissen Mäusen getestet (Versuch f). Unter der Annahme, dass der Trockensubstanzanteil der dabei verwendeten Giftprobe 21.2% (vgl. Tab. 1) betragen hat, war die LD₅₀ bei intravenöser Applikation 1.9 (1.6-2.3) µg/g Maus.

Die Ergebnisse der LD₅₀-Bestimmungen mit getrocknetem Rohgift zeigten, dass die Applikationsweise die Toxizität beeinflusst (Tab. 4). Intravenös appliziert wirkte Pterinochilus-Gift bei weissen Mäusen am stärksten (Versuche a-f). Intraperitoneal und subcutan verabreicht erwies sich das Gift 2-4mal weniger wirksam (Versuche g-k). Alle Mäuse zeigten aber, unabhängig von der Applikationsweise, die gleichen Vergiftungssymptome (vgl. FREYVOGEL et al. 1968b): der Injektion folgten motorische Unruhe, Aufschreien, Krämpfe, Hypersalivation, Dyspnoe, Lähmung der Hinterbeine, Zittern, Urinabgabe, Atemstillstand und Exitus. Die Sterbezeiten variierten den Dosen und der Applikationsweise entsprechend (Abb. 5): nach intravenöser Applikation lagen sie zwischen 1 Minute und 1 Stunde, nach intraperitonealer Applikation zwischen 18 und 90 Minuten und nach subcutaner Injektion zwischen 17 und 120 Minuten.

Dreimal wurde die LD₅₀ für *Periplaneta americana* bestimmt: Pterinochilus Weibchen-Gift wurde zweimal an adulten weiblichen Küchenschaben und einmal an adulten Männchen getestet (Tab. 4, Versuche 1-n).

Wurden die Tiere unmittelbar nach Applikation einer tödlichen Dosis laufen gelassen, rannten sie vorerst aufgereggt umher. Innerhalb der ersten Minute aber konnten sie nach und nach zuerst das 3., dann das 2. Beinpaar nicht mehr bewegen. Sie verloren damit auch die Fähigkeit, sich an der Käfigwand festzuhalten. Nach 10-30 Minuten konnte meist auch das 1. Beinpaar nicht mehr bewegt werden. Die Tiere waren deshalb nicht mehr in der Lage, ihr Körpergewicht auf den Beinen zu tragen (knock-down Stadium: vgl. MAJORI et.al. 1971). Auch der Herzschlag hörte kurze Zeit nach der Injektion auf. Trotzdem blieben manchmal die Antennen und die Mundgliedmassen, zum Teil auch das hintere Ende des Abdomens noch Stunden, sogar Tage lang in Bewegung.

Nicht-tödliche Dosen bewirkten vorübergehend Paralyse der Extremitäten, zeitweise auch, je nach der Dosis, schwache oder ausgeprägte Arrhythmien und sporadisches Aussetzen der Herztätigkeit. Ähnliche Beobachtungen konnten übrigens auch nach Applikation von Bienengift gemacht werden (BACHMANN pers. Mitteilung).

Küchenschaben, die eine tödliche Dosis Spinnengift erhielten, starben in der Regel innerhalb von 48 Stunden. Teilweise wurden aber auch Sterbezeiten von gegen 72 Stunden gemessen.

3.3.2. Die Toxizität einzelner Giftteile

Alle 24 Gelfiltrationsfraktionen wurden auf ihre Toxizität für weisse Mäuse und Küchenschaben untersucht.

Es konnte gefunden werden, dass die Giftigkeit auf einzelne Fraktionsabschnitte beschränkt ist (Tab. 5): für weisse Mäuse bei Weibchengift auf die Fraktionen 4-17, mit der niedrigsten LD_{50} ($0.5 \mu\text{g/g}$) bei Fraktion 6, und bei Männchengift auf die Fraktionen 7 (eventuell auch 5 oder 6) -15, mit der kleinsten LD_{50} ($1.7 \mu\text{g/g}$) bei Fraktion 8.

Weibchengift war für *Periplaneta americana* zwischen Fraktion 8 und 14 toxisch. Die grösste Toxizität ($LD_{50} = 27.8 \mu\text{g}$) kam bei Fraktion 12 vor.

Weitere Toxizitätsversuche (vgl. Tab. 6) mit elektrophoretisch aufgetrennten und aus Gelen eluierten Bändern konnten zeigen, dass für weisse Mäuse lediglich kathodisch orientierte Komponenten toxisch sind. Die Toxizität für Mäuse muss den Elektrophorese-Bänderpaar 0/1, dem Band 3 und dem Paar 4/5 zugeschrieben werden.

4. Diskussion

4.1. Zur Giftquantität

Die Giftmenge, die den Pterinochilus Spinnen abgenommen werden kann, scheint wesentlich von der Abnahme-Methode abzuhängen (vgl. Tab. 1).

In früheren Untersuchungen erhielten FREYVOGEL et al. (1968b) bei einmaliger Giftabnahme durchschnittlich 1.2 mg Trockengift. MARETIC (1967) gibt die durchschnittliche Giftmenge mit 1.025 mg an. Die Autoren benutzten hauptsächlich die mechanische Methode; die elektrische Reizung der Cheliceren erbrachte bei ihnen keine besseren Erfolge.

Pterinochilus spec. verfügt aber tatsächlich über bedeutend grössere Giftmengen. Das konnten die neuen Untersuchungen deutlich zeigen: nach elektrischer Reizung gaben die Weibchen durchschnittlich 18.3 μ l (= 3.8 mg Trockensubstanz) und die Männchen 13.2 μ l (= 2.7 mg Trockensubstanz) ab. Diese Giftmengen werden vergleichsweise noch von den südamerikanischen Grammostolinen erreicht (BUECHERL 1971). Mit 10.0 mg maximal erhaltener Trockengiftmenge übertrifft Pterinochilus spec. sogar eine der grössten Vogelspinnen (vgl. BUECHERL 1962), die Acanthoscurria atrox (Körperlänge ca. 10 cm), deren maximale Trockengiftmenge 8.9 mg beträgt (BUECHERL 1971).

Die mechanische Methode ist für Spinnen nicht optimal, da, im Gegensatz etwa zu den Schlangen, die Giftdrüsen nicht unmittelbar gequetscht werden können. Der Chitinpanzer lässt auch nur geringe Druck-Beanspruchung

zu. Wird er zerstört, gibt die Spinne für längere Zeit kein Gift mehr ab. In den meisten Fällen wird sie die Komplikation einer derartigen Verletzung (z.B. Häutungsschwierigkeiten, vgl. PERRET in Vorb.) nicht überleben können. Wohl aus diesem Grunde betrug die Restitutionszeit der Giftdrüsen nach Angaben von FREYVOGEL et al. (1968b) 3 Monate.

Die Reizung der Spinne im Bereiche des Mundes und der Chelicerenbasen mit einem schwachen Gleichstrom schliesst eine mechanische Verletzung gänzlich aus. Die Tiere können bei diesem Verfahren weitgehend ungehindert Beissbewegungen ausführen und ihr Gift abgeben. Dem Wassertropfen, der zwischen Tier und Elektroden zugegeben wird, kommt grosse Bedeutung zu: die Feuchtigkeit garantiert die Leitung des Stromes. Aus einer kürzlich erschienen Arbeit geht hervor, dass anstelle von Wasser auch 5% NaHCO_3 und 0.1% Kaliumdodecylsulfat genommen werden kann (SCHANBACHER et al. 1972). Vermutlich scheiterten die früheren Elektroschock-Abnahmen von FREYVOGEL et al. (1968b) eben an diesem Problem der Stromübertragung.

Die Giftmenge der Pterinochilus Spinnen hängt aber auch noch von der Grösse, dem Geschlecht und dem physiologischen Zustand der Tiere ab.

Grosse Spinnen geben meist mehr Gift ab als kleine. Die Uebereinstimmung von Giftmenge und Tiergrösse ist recht gut: die Korrelationskoeffizienten (r) sind 0.91 für Weibchen und 0.95 für die Männchen. Die Weibchen produzieren im Durchschnitt $1/3$ - $1/5$ mehr Gift als die Männchen. Ueber die Faktoren, welche diesen Unterschied bewirken, kann nichts gesagt werden.

Von Atrax robustus, der gefährlichen orthognathen Spinne Australiens, ist bekannt, dass die Weibchen sogar 1½mal mehr Gift als die Männchen abgeben können (WIENER 1959).

Der physiologische Zustand der Spinnen wird von verschiedenen Faktoren beeinflusst. Spinnen, die unmittelbar (d.h. 0-21 Tage) vor einer Häutung stehen, geben kein Gift ab. Auch nach der Häutung dauert es in der Regel 4-5 Tage, bis erneut Gift abgegeben werden kann. Tiere, die in allzu kurzen Zeitintervallen zur Giftabgabe gezwungen werden, vermögen sich nicht zu erholen und gehen bald ein. Sie geben zwar jedesmal etwas Gift ab. Maximale Giftmengen konnten aber meist nur bei erstmaligen Abnahmen oder nach längeren Erholungszeiten erreicht werden.

Bei Atrax robustus konnten ausserdem noch jahreszeitliche Quantitätsunterschiede festgestellt werden (WIENER 1959). Pterinochilus spec. scheint aber unter Laborbedingungen während des ganzen Jahres immer gleich viel Gift zu produzieren.

Untersuchungen über Giftquantitäten sind für den Biologen wichtig. Zahlen von vielen Giftabnahmen geben immer genauere Hinweise auf die effektiven Giftmengen, die Spinnen maximal bei einem Biss abgeben. Diese Frage steht ja in engem Zusammenhang mit der medizinischen Bedeutung der Gifttiere ganz allgemein.

4.2. Zur Chemie und zur Giftigkeit

Die angewandten Trennmethode n zeigten, dass das Pterinochilus-Gift vorwiegend aus einem komplexen Gemisch von Proteinen bzw. Polypeptiden besteht. Die einzelnen Komponenten verteilten sich auf 11 Gel-filtrationspeaks im Molekulargewichtsbereich von ungefähr 17 500 - 5 000. Niedermolekulare Anteile wurden nicht erfasst. Im Gift der Spinnenweibchen konnten 3-5 für weisse Mäuse toxische, kathodisch wandernde, basische Polypeptide (MG 13 000 - 7 000) gefunden werden.

Ob das Männchen-Gift ebenfalls 3-5 verschiedene Mäus-Toxine enthält, darf wohl angenommen werden, muss aber noch bestätigt werden, zumal bei der Gelfiltration und bei den Toxizitätsnachweisen der Gelfiltrationsfraktionen geschlechtsbedingte Unterschiede auftraten.

Mit diesem Resultat wurden die früheren Vermutungen von FREYVOGEL et al. (1968b) bestätigt, dass die Toxizität für Mäuse in mindestens einer, eher aber in 3 oder sogar 4 elektrophoretisch voneinander trennbaren Regionen liegen müsse.

Die genaue Anzahl der Maus-Toxine kann nicht angegeben werden, da die Elektrophoresebänder 0 und 1, respektive 4 und 5 nicht einzeln aus den Gelplatten herausgeschnitten werden konnten. Eine nachträgliche chromatographische Separierung hätte weitere Materialverluste bedingt und daher die Toxizitätsnachweise in Frage gestellt. Allein die Elutionsmethoden garantierten nur 50-70% Ausbeute (vgl. KAPADIA and CHRAMBACH 1972).

Vorausgesetzt, dass der für Periplaneta americana toxische Teil des Giftes ebenfalls kathodisch wandernd ist, müsste er im Band 3, eventuell auch im Band 1 zu finden sein. Beide Bänder haben nämlich im Bereich der grössten Toxizität für Küchenschaben, in den Fraktionen 12 und 13, ihre maximalen Dichten (vgl. Abb. 4). Ob nun wirklich diese Voraussetzung vorliegt, bleibt noch zu prüfen, vorallem weil das Küchenschaben-Toxin der "Arkansas-Tarantel" Dugesia hentzi (Girard) ein anodisch wanderndes Protein ist (SCHANBACHER et al. 1972) und auch ZLOTKIN et al. (1972) in den Giften von 6 Nordafrikanischen und Kleinasiatischen Skorpionen neben 10 kathodischen Maus-Toxinen noch 13 Insekten-Toxine gefunden hat, von denen die Mehrzahl, insgesamt 10, anodisch orientiert waren.

Die Küchenschabe Periplaneta americana stellt kein optimales Versuchstier für Toxizitätstests mit Pterinochilus-Gift dar. Das zeigten die LD₅₀-Bestimmungen: um eine 1 g schwere Küchenschabe zu töten, muss gleichviel Gift eingesetzt werden wie für eine 20 g schwere Maus. Jene minimalen Giftmengen, die aus den Gelteilen eluiert werden konnten, reichten gar nicht aus, irgendwelche Lähmungen sichtbar werden zu lassen. Dazu kommt noch, dass die individuelle Resistenzlage der einzelnen Tiere sehr unterschiedlich ist. Es käme sonst nicht vor, dass bei gleichen Dosen die Sterbezeiten zwischen 5 und 72 Stunden variierten, oder dass einzelne Individuen 5 Stunden nach der Injektion des Giftes weder Beine noch Fühler mehr bewegten, 24 Stunden später aber ohne sichtliche Behinderung wieder herumrannten. Gerade

solche Beobachtungen müssen bei Toxizitätsvergleichen mit anderen Spinnen mitberücksichtigt werden.

SCHANBACHER et al. (1972) beispielsweise untersuchten unter anderem auch die Wirkung des Dugesiella hentzi-Giftes auf Küchenschaben; sie beobachteten ihre Versuchstiere aber nur gerade 5 Stunden lang.

Ein Vergleich mit den Angaben über andere Spinnengifte zeigt, dass die toxischen Komponenten hauptsächlich Proteine respektive Polypeptide sind (vgl. PAVAN and DAZZINI 1971). Die Zahl der toxischen Anteile wird allerdings jeweils unterschiedlich beurteilt, vermutlich vorallem auch weil verschiedene Trennmethoden angewendet wurden.

So wurden im Gift der Dugesiella hentzi elektrophoretisch 7 basische Proteinbänder gefunden, von denen 1-2 für Küchenschaben toxisch waren (SCHANBACHER et al. 1972). WIENER (1961) fand zunächst im Gift der Australischen Atrax robustus 3 "Gruppen" von toxischen Substanzen. Das gleiche Gift trennte er später in 2 toxische "Regionen" auf, deren LD₅₀ höher als die des Gesamtgiftes waren (WIENER 1963). GILBO and COLES (1964) fanden schliesslich im Atrax Weibchen-Gift ein einziges dialysierbares, Hitze-stabiles Maus-Toxin. BETTINI and TOSCHI-FRONTALI (1960) isolierten aus Giftdrüsenextrakten der "Schwarzen Witwe" Latrodectus tredecimguttatus eine einzige für Vertebraten und Insekten toxische Fraktion. FRONTALI and GRASSO (1964) separierten aus dem Gift derselben Spinnenart 2 Insekten- und 1 Säugetier-Toxin. Aus Latrodectus mactans-Gift wurde ein einzelnes

Säugetier-Toxin isoliert (McCRONE and HATALA 1967). GRANATA et al. (1972) fanden aber im gleichen Gift 3 Mäuse-Toxine und 1 Meerschweinchen-Toxin. Latrodectus mactans besitzt damit eines der wenigen Arthropodengifte, aus denen mehrere Polypeptide mit spezifischer Toxizität auf verschiedene Säugetiere isoliert werden konnte. Auch im Gift der brasilianischen Phoneutria nigriventer wurden, neben weiteren pharmakologisch aktiven, 2 auf Säuger toxisch wirkende Komponenten gefunden (SCHENBERG and PEREIRA LIMA 1971).

Die meisten der genannten Toxine haben ähnliche Molekulargewichte: das Dugesiella hentzi-Toxin hat ein MG von 7300 (SCHANBACHER et al. 1972), das Latrodectus mactans-Toxin ein MG von ungefähr 5000 (McCRONE and HATALA 1967). FRONTALI and GRASSO (1964) gaben für die Latrodectus mactans-Toxine aber weit höhere MG an (60 000). McCRONE and HATALA (1967) vermuteten jedoch, dieser Gegensatz sei die Folge einer Assoziation der niedermolekularen Toxine an einen höhermolekularen Giftanteil. Die MG der Phoneutria nigriventer-Toxine sind 5 000 und 5733 (SCHENBERG and PEREIRA LIMA 1971).

Polypeptidische Neurotoxine mit Molekulargewichten zwischen 7 000 und 8 000 wurden auch aus verschiedenen Skorpion-Giften (vgl. ROCHAT et al. 1970, MIRANDA et al. 1970) und Schlangengiften (vgl. LEE 1972, KABARA and FISCHER 1972) isoliert.

Intravenös appliziert wirkte das Gift der Spinne Pterinochilus spec. bei Mäusen am stärksten. Die von FREYVOGEL et al. (1968b) beschriebene grössere Letalität bei subcutaner Injektion konnte nicht bestätigt werden. Bei der intravenösen Applikation ist das Pterinochilus-Gift 2-3mal wirksamer als das Gift der Acanthoscurria musculosa, der "giftigsten" Vogelspinne Südamerikas (vgl. KAISER & MICHL 1958). Auch Aphonopelma spec., eine Orthognathe aus Arizona (USA), deren Gift von den Indianern besonders gefürchtet wird, erreicht nicht die Giftigkeit von Pterinochilus spec. Die LD₅₀ ihres Giftes beträgt 14.14 mg/kg Maus (vgl. STAHNKE and JOHNSON 1967). Das Weibchen-Gift der "Arkansas-Tarantel" Dugesiella hentzi hat eine LD₅₀ von 0.3 µl/g Maus (vgl. BIERY 1971, aus SCHANBACHER et al. 1972). Dieser Angabe zufolge hat Dugesiella hentzi wohl das wirksamste Vogelspinnengift. Die MLD (median lethal dose) von 0.35 mg/g Maus der Atrax robustus (vgl. WIENER 1957) könnte dem Giftquantum der "Arkansas-Tarantel" am ehesten noch entsprechen.

Die Gifte der labidognathen Latrodectus tredecimguttatus, Latrodectus mactans und Phoneutria nigriventer sind für Mäuse noch toxischer (vgl. BUECHERL 1971).

Von Atrax robustus schliesslich ist bekannt, dass Männchen-Gift toxischer ist als Weibchen-Gift (vgl. WIENER 1957); Pterinochilus Männchen-Gift dagegen ist für Mäuse etwas weniger giftig als Weibchen-Gift.

Die Vergiftungssymptome bei Mäusen deuten auf ein Neurotoxin hin, welches ähnliche Symptome hervorruft wie das Gift der Atrax robustus (FREYVOGEL et al. 1968b).

Mäuse, denen Gift aus den Gelfiltrationsfraktionen und den eluierten Elektrophorese-Bändern injiziert wurde, zeigten keine anderen, äusserlich beobachtbaren Symptome als jene, welche Rohgift appliziert erhielten, obwohl die Toxizität dieser Giftteile zum Teil grösser war. Diese Feststellung gilt auch für die Versuche mit Periplaneta americana.

Die Letaldosis für Cercopithecus aethiops muss grösser als 2.0 mg Trockensubstanz pro kg Körpergewicht sein. Das zeigten die Toxizitätsversuche, bei denen alle 3 Tiere überlebten. Da aber nur wenige Spinnen mehr als 33.5 µl Frischgift (= 7.1 mg Trockengift, vgl. Tab. 3) abgeben können (vgl. Tab. 1), darf angenommen werden, dass Pterinochilus spec. höchstens in Ausnahmefällen und nur unter Einsatz des gesamten zur Verfügung stehenden Giftvorrates eine adulte Meerkatze töten kann. Allerdings wird auch in diesem Falle die Applikationsart noch eine wichtige Rolle spielen. Den beobachteten Vergiftungssymptomen entsprechend wirkt das Gift bei den Cercopithecus-Affen ähnlich wie bei Mäusen.

Dass Anuren gegenüber Spinnengift sehr resistent sein können, zeigten auch Untersuchungen mit Latrodectus mactans Gift. MAROLI et al. (1973) berichteten, dass Grasfrösche (*Rana esculenta*) nur mit hohen Dosen getötet werden; die LD₅₀ von Latrodectus-Gift sei 160mal höher als diejenige für Mäuse. Die hohe Resistenz der Frösche gegenüber den Spinnengiften scheint mit ihrer besonderen Physiologie, insbesondere ihrer Hautatmung im Zusammenhang zu stehen; ein Unterbruch der Lungenatmung, wie er bei Latrodectus-Gift sicher vorkommt, kann durch die Hautatmung überwunden werden.

5. Zusammenfassung

1. Quantität, Zusammensetzung und Toxizität des Giftes der orthognathen Spinne Pterinochilus spec. aus Ostafrika wurden untersucht.
2. Die Giftmenge hängt von der Abnahme-Methode, der Grösse, dem Geschlecht und dem physiologischen Zustand der Tiere ab: die grössten Giftmengen (bis 10 mg Trockengift) liefern adulte, weibliche Spinnen, die elektrisch gereizt werden.
3. Isoelektrische Fraktionierung, Gelfiltration und Acrylamidgel-Elektrophorese zeigten, dass das Gift hauptsächlich aus einem Gemisch von Proteinen bzw. Polypeptiden (MG 20 000 - 5 000) besteht.
4. Die Acrylamidgel-Elektrophorese der Gelfiltrationsfraktionen ergab total 26 Komponenten: 10 auf der kathodischen, und 16 auf der anodischen Seite.
5. 3-5 Komponenten, kathodisch wandernde, basische Polypeptide (MG 13 000 - 7 000) sind für Mäuse toxisch.
6. Der Gelfiltrationsbereich, welcher die toxischen Komponenten enthält, ist sowohl für Mäuse wie auch für Küchenschaben toxischer als Rohgift.
7. Intravenös appliziert wirkt das Gift bei Mäusen am stärksten (LD_{50} : 2-4 μ g/g), s.c. (LD_{50} : 6-10 μ g/g) am schwächsten.
8. Das Spinnengift wirkt auch bei Affen (Cercopithecus aethiops) neurotoxisch; Anuren aus dem natürlichen Biotop der Spinne hingegen scheinen sogar gegen Dosen, die 10mal der LD_{100} für Mäuse entsprechen, unempfindlich zu sein.

9. Alle Resultate wurden den Ergebnissen früherer Untersuchungen gegenübergestellt und mit Angaben über andere Spinnen verglichen.

6. Literaturverzeichnis

- BARRIO, A. und VITAL BRAZIL, O., 1949: Ein neues Verfahren der Giftentnahme bei Spinnen.-*Experientia* VI, 112.
- BETTINI, S. & BOCCACCI, M., 1955: Azione tossica degli Acidi Iodo e Cloroacetico sugli Insetti. Inibizione della Triosofosfato Deidrogenasi.-*Rivista di Parassitologia* XVI, 13-29.
- BETTINI, S. and TOSCHI-FRONTALI, N., 1960: Biochemical and Toxicological Aspects of Latrodectus tredecimguttatus Venom. XI Int.Kongr.Entomol.Wien, Verh.B.III.(Symp.3), 115.
- * BIERY, T.L., 1971: The Biology and Venom Potential of the Arkansas Tarantula, Dugesiella hentzi (Girard). Ph.D. Thesis. Oklahoma State University, Stillwater, Oklahoma.
- BRIEGEL, H. and FREYVOGEL, T.A., 1971: Non-Specific Esterases during Development of Culicine Mosquitoes.-*Acta Tropica* 28, 291-298.
- BUECHERL, W., 1962: Südamerikanische Vogelspinnen.-Wittenberg Lutherstadt: A.Ziemsen Verlag.
- 1971: Spiders.-In: *Venomous Animals and their Venoms*, III, 197-277, (BUECHERL, W. & BUCKLEY, E., Ed.), Academic Press, New York-London.
- DETERMANN, H., 1967: *Gelchromatographie*.-Springer Verlag, Berlin, Heidelberg, New York.
- FINNEY, D.J., 1964: *Statistical Method in Biological Assay*. 2nd ed. 1-524.-London: Charles Griffin & Co.Ltd.
- FREYVOGEL, T.A., HUNTER, R.L. and SMITH, E.M., 1968a: Nonspecific Esterases in Mosquitos.-*The Journal of Histochemistry and Cytochemistry*, 16, 765-790.

- FREYVOGEL, T.A., HONEGGER, C.G. und MARETIC, Z., 1968b: Zur Biologie und Giftigkeit der ostafrikanischen Vogelspinne Pterinochilus spec.- Acta Tropica 25, 217-255.
- FRONTALI, N. and GRASSO, A., 1963: Separation of three toxicologically different protein components from the venom of the spider Latrodectus tredecimguttatus.- Arch.Biochem.Biophys. 106, 213-218.
- GILBO, C.M. and COLES, N.W., 1964: An investigation of certain components of the venom of the female Sydney Funnel-Web Spider, Atrax robustus Cambr.- Aust.J.Sci. 17, 758-763.
- GRANATA, F., PAGGI, P. and FRONTALI, N., 1972: Effects of chromatographic fractions of black widow spider venom on in vitro biological systems.-Toxicon 10, 551-557.
- HAGLUND, H., 1967: Isoelectric Focusing in Natural pH Gradients. A Technique of Growing Importance for Fractionation and Characterization of Proteins.- Science Tools 14, 17.
- KABARA, J.J. and FISCHER, G., 1972: Methodology for the Isolation of Low Molecular Weight Toxins from Snake Venoms.-Toxicon 10, 227-238.
- KAISER, E. & MICHL, H., 1958: Die Biochemie der tierischen Gifte.-Wien: Franz Deuticke.
- KAPADIA, G. and CHRAMBACH, A., 1972: Recovery of Protein in Preparative Polyacrylamide Gel Electrophoresis.- Analytical Biochemistry 48, 90-102.
- LEE, C.Y., 1972: Chemistry and Pharmacology of Polypeptide Toxins in Snake Venoms.-Annual Review of Pharmacology 12, 265-286.
- LOWRY, O.H., ROSEBROUGH, N.J. and RANDALL, R.J., 1951: Protein measurement with the Folin phenol reagent.-Journal of Biochemistry 193, 265-275.

- MAJORI, G., BETTINI, S. and CASAGLIA, O., 1972: Effect of Black Widow Spider Venom on the Cockroach Heart.- Journal of Insect Physiology 18, 913-927.
- MARETIC, Z., 1967: Venom of an East African Orthognath Spider.- In: Animal Toxins, 23-28, (RUSSELL, F.E. & SAUNDERS, P.R., Ed.), Pergamon Press: Oxford-New York.
- MAROLI, M., BETTINI, S. and PANFILI, B., 1973: Toxicity of Latrodectus mactans tredecimguttatus Venom on Frog and Birds.-Toxicon 11, 203-206.
- MAURER, H.R., 1968: Disk-Elektrophorese.-Berlin: Walter de Gruyter & Co., S.111.
- MCCRONE, J.D. and HATAIA, R.J., 1967: Isolation and characterization of a lethal component from the venom of Latrodectus mactans mactans.- In: Animal Toxins, 29-34. (RUSSELL, F.E. & SAUNDERS, P.R., Ed.), Pergamon Press: Oxford-New York.
- MIRANDA, F., KUPEYAN, Ch., ROCHAT, H., ROCHAT, C. and LISSITZKY, S., 1970: Purification of Animal Neurotoxins.-European Journal of Biochemistry 16, 514-523.
- PAVAN, M. and DAZZINI, M.V., 1971: Toxicology and Pharmacology-Arthropoda.- In: Chemical Zoology 6, 365-409, Academic Press, New York and London.
- PERRET, B.A. and FREYVOGEL, T.A., - : Further investigation on the venom of the east-african orthognath spider, Pterinochilus sp.(preliminary report).- In: Animal and Plant Toxins (KAISER, E., Ed.), Goldmann Verlag, München, im Druck.
- PERRET, B.A., - : Biologie und Aufzucht der orthognathen Spinne Pterinochilus spec., in Vorbereitung.

- ROCHAT, H., ROCHAT, Ch., KUPEYAN, C., MIRANDA, F., LISSITZKY, S.,
and EDMAN, P., 1970: Scorpion Neurotoxins: A Family
of Homologous Proteins.-Febs Letters 10, 349-351.
- RUSSELL, F.E., 1966: To be, or not to be ... The LD₅₀.-
Toxicon 4, 81-83.
- SCHANBACHER, F.L., LEE, C.K., HALL, J.E., WILSON, I.B., HOWELL, D.E.
and ODELL, G.V., 1973: Composition and Properties of
Tarantula Dugesiella hentzi (Girard) Venom.-
Toxicon 11, 21-29.
- SCHENBERG, S. and PEREIRA LIMA, F.A., 1971: Phoneutria
nigriverter Venom-Pharmacology and Biochemistry of
its Components.- In: Venomous Animals and their
Venoms III, 279-297, (BUECHERL, W. & BUCKLEY, E., Ed.),
Academic Press, New York-London.
- STAHNKE, H.L. and JOHNSON, B.D., 1967: Aphonopelma Tarantula
Venom.- In: Animal Toxins, 35-39, (RUSSELL, F.E. &
SAUNDERS, P.R., Ed.), Pergamon Press: Oxford-New York.
- * SULITZEANU, D., SLAVIM, M. und YECHESKELI, E., 1967: Anal.
Biochem. 21, 57.
- WIENER, S., 1957: The Sydney Funnel-Web Spider (Atrax
robustus): I. Collection of Venom and Its Toxicity
in Animals.-Medical Journal of Australia 44/II, 377-383.
- 1959: The Sydney Funnel-Web Spider (Atrax robustus):
II. Venom Yield and other Characteristics of Spider
in Captivity.-The Medical Journal of Australia 46/II,
678-682.
- 1961: Observation on the Venom of the Sydney Funnel-Web
Spider (Atrax robustus).-The Medical Journal of
Australia 48/II, 693-699.

- 1963: Antigenic and Electrophoretic Properties of Funnel-Web Spider (Atrax robustus) Venom.-In: Venomous and Poisonous Animals and Noxious Plants of the Pacific Region, 141-151, (KEEGAN, H.L. & MACFARLANE, W.V., Ed.), Pergamon Press: Oxford-New York.
- ZLOTKIN, E., MIRANDA, F. and LISSITZKY, S., 1972: Proteins in Scorpion Venoms toxic to Mammals and Insects.-Toxicon 10, 207-209.

(Die mit einem * bezeichneten Angaben waren dem Autor nicht im Original zugänglich.)

Tabelle 1 PTERINOCHILUS SPEC.

Resultate der Giftabnahmen

Giftabnahme Methode	Mechanisch		Elektroschock	
	♀♀	♂♂	♀♀	♂♂
Anzahl Spinnen	59	6	627	101
Giftabgebende Spinnen	43 (72.8%)	6 (100%)	532 (84.9%)	98 (97.1%)
Frischgiftmenge aller Abnahmen µl	250.3	15.3	9114.2	1297.2
Durchschnittliche Abgabe bei einmaliger Abnahme µl	5.8	2.5	18.3	13.2
Maxima µl	23.0	4.8	48.0	33.5
Minima µl	0.2	0.3	3.6	1.5
Trockensubstanzanteil des Frischgiftes %				
bei Einzelmessungen	18.4	25.0	20.5	19.5
(n = Anzahl)	n = 7	n = 1	n = 66	n = 10
bei Giftpools	-	-	21.9	22.6
			n = 11	n = 3
Durchschnittswerte			21.2	21.05

Tabelle 2

PTERINOCILUS SPEC.

Acrylamidgel-Elektrophorese des Rohgiftes:

Relative Wanderung (Rm) und Aktivitäten (D) der Komponenten

		I Frischgift		II Lyophilisiertes Gift			
		♀♀ Einzel- gifte (n=4)	♀♀ Einzel- gifte (n=15)	♀♀ Einzel- gifte (n=5)	♀♀ Sammel- gemische (n=12)		
Band Nr.		Rm D	Rm D	Rm D	Rm D		
Kathodischer Teil	7	68 6	77 6	89 1	83 10		
	6	61 14	65 12	62 9	63 17		
	5	50 9	50 23	50 6	50 12		
	4	37 7	37 6	39 7	35 4		
	3	27 7	25 11	24 11	25 11		
	2	16 26	15 4	15 8	16 12		
	1	5 13	9 17	8 31	6 14		
Auftragungslinie	0	2 7	3 10	2 8	2 7		
Anodischer Teil	1	12 28	13 34	12 23	12 28		
	3	27 6	21 9	20 5	27 6		
	4	32 12	28 6	27 9	32 13		
	7	38 4	30 2	36 2	38 4		
	8	42 6	39 3	43 6	42 3		
	11	50 4	43 2	50 2	50 6		
	12	58 2	48 1	63 2	58 2		
	14	75 4	68 1	74 12	75 5		
	15	87 22	80 28	83 26	87 22		
	16	95 2	85 4	89 6	95 6		

Tabelle 3 PTERINOCHILUS SPEC.

Toxizität des Frischgiftes

	a)	b)	c)	d)	e)	f)
Datum des Versuchs	18./19. 9.70	24.9.70	21.9.70	21.9.70	30.9.70	15.4.71
Versuchstiere und deren Gewichte	Anuren*	Anuren*	<u>Cercopithecus aethiops</u> ♀ ca. 3kg	<u>Cercopithecus aethiops</u> ♀ ca. 3kg	<u>Cercopithecus aethiops</u> ♀ 3.6kg	Mäuse ⁺ ♀♀ 23g
Herkunft des Giftes E=Einzelspinne P=Pool n=Anzahl Spinnen	P ♀ (n = 2)	E ♀	E ♀	E ♀	P ♀♀ (n = 6)	E ♀
Datum und Art der Giftabnahme M=Mechanisch ES=Elektroschock	18.9.70 M	24.9.70 M	21.9.70 M	21.9.70 M	30.9.70 M	15.4.71 ES
Applikationsart	s.c. (Rücken)	i.p.	i.m. (Unterschenkel)	s.c. (Unterschenkel)	s.c. (Unterschenkel)	i.v. (Schwanz)
Anzahl Tiere pro Versuch	6	2	1	1	1	22
Dosis pro Tier	0.2 mg/ 0.05 ml	2.0 mg/ 0.05 ml	1.0 mg/ 0.1 ml	1.65 mg/ 0.2 ml	7.1 mg/ 0.5 ml	0.09 mg/ 0.1 ml

* Anuren: Afraxialis fornasini, Hyperolius spec., Kassina senegalensis (vgl. FREYVOGEL et al. 1968b)

+ Mäuse: LD₅₀ = 1.9 (1.6 - 2.3) µg/g Tier, bei einem Trockensubstanzanteil von 21.2% (vgl. Tab. 1)

Tabelle 4 PTERINOCHILUS SPEC. Toxizität des Gesamtgiftes

Datum des Versuchs	Giftherkunft: E=Einzelspinne P=Pool n=Anzahl Spinnen	Datum und Art der Giftabnahme: M=Mechanisch ES=Elektroschock	Giftbehandlung: L=Lyophilisator V=Exsikkator	Applikationsart	Anzahl Tiere pro Versuch und Dosis	Tiergewicht g (Durchschnitt)	LD ₅₀ pro Tier µg	LD ₅₀ pro g Tier µg
I : LD ₅₀ -Bestimmungen: Mäuse (NMRI Stamm)								
a) 10. 6.70	P ♀ (n=3)	8. 4.70 M	L	i.v.	30/6	20.0	44.3 (30.0-65.3)	2.2 (1.5-3.6)
b) 19. 6.70	P ♀ (n=4)	27.5.70 M	V	i.v.	24/6	20.0	70.7 (-)	3.5
c) 15. 4.71	E ♀	16.3.71 ES	L	i.v.	18/6	23.0	125.9 (140.5-110.5)	5.5 (6.1-4.8)
d) 6. 6.72	E ♀	19.5.72 ES	L	i.v.	24/6	21.5	47.5 (52.2-43.4)	2.2 (2.4-2.0)
e) 27. 3.73	P ♂ (n=4)	26.3.73 ES	L	i.v.	15/5	22.0	96.8 (160.9-58.3)	4.4 (7.3-2.6)
f) 27. 3.73	P ♂ (n=4)	26.3.73 ES	L	i.v.	20/5	22.0	76.4 (142.2-41.0)	3.5 (6.7-1.8)
g) 27.10.72	P ♀ (n=9)	15.6.72 ES	L	i.p.	24/6	17.0	91.9 (-)	5.4
h) 27.10.72	P ♀ (n=11)	16.6.72 ES	L	i.p.	24/6	17.0	94.5 (171.8-51.9)	5.5 (10.1-3.0)
i) 27.10.72	P ♀ (n=9)	15.6.72 ES	L	s.c.	24/6	17.0	163.3 (183.6-145.2)	9.6 (10.8-8.5)
k) 27.10.72	P ♀ (n=9)	15.6.72 ES	L	s.c.	24/6	17.0	115.8 (134.3-99.8)	6.8 (7.9-5.8)
II: LD ₅₀ -Bestimmungen: Küchenschaben (Periplaneta americana)								
l) 18.10.72	P ♀ (n=11)	16.6.72 ES	L	Abdomen	20/5	1g ♀	95.4 (103.9-87.6)	
m) 8.12.72	P ♀ (n=11)	13.6.72 ES	L	Abdomen	16/4	1g ♀	45.4 (58.3-35.4)	
n) 19.10.72	P ♀ (n=11)	16.6.72 ES	L	Abdomen	18/6	1g ♂	52.5 (61.4-45.9)	

Tabelle 5 PTERINOCHILUS SPEC.

Toxizität der Gelfiltrations-Fractionen

Gelfiltrations- Fraktions Nr.	I : ♀♀ Spinnengift		II: oo Spinnengift
	1. LD ₅₀ für Mäuse µg/1g Maus (Werte aus 3 Gelfiltrations- läufen)	2. LD ₅₀ für Peri- planeta ameri- cana µg/Schabe	1. LD ₅₀ für Mäuse µg/1g Maus
3	-	-	-
4	30	-	-
5	1.4	-	/
6	0.5	-	/
7	1.2	-	4.5
8	2.0	136.5	1.7
9	1.5	/	2.0
10	1.5	68.1	2.4
11	1.1	/	7.6
12	1.2	27.8	10
13	2.3	53.9	+
14	4.1	51.5	+
15	2.7	/	+
16	10.4	/	-
17	29.0	/	/
18	+	-	/
19	-	-	/

+ : Toxizität vorhanden

- : keine Toxizität

/ : Toxizität nicht geprüft

Tabelle 6

PTERINOCILUS SPEC.

Wirkung der Acrylamidgel-Elektrophoresebänder auf Mäuse

Kathodische Bänder	Gelfiltrationsfraktionen	Toxizität
0 / 1	5 - 10 / 10 - 16	+
2	5 - 7	-
3	9 - 15	+
4 / 5	5 - 12 / 5 - 12	+
6 / 7 / 8 / 9	13 - 16 / 13 - 16 / 7 - 10 / 13 - 16	-

Abbildungen

Abb. 1 Pterinochilus spec.: Abhängigkeit der Giftmenge (μ l Frischgift) von der Tiergrösse (mm Cephalothorax-Länge).

A : bei Weibchen B : bei Männchen

y = Gleichung der Abhängigkeitsgeraden

r = Korrelationskoeffizient

Abb. 2 Pterinochilus spec.: Abhängigkeit der Giftmenge (A) (μ l Frischgift) und des Trockengewichtsanteils (B) (% des Frischgiftes) von der Restitutionszeit der Giftdrüse.

Giftabnahme-Intervalle: bei Weibchen

● 1 Tag, + 3 Tage, o 5 Tage, ■ 14 Tage
bei Männchen □ 14 Tage

Abb. 3 Pterinochilus spec.: Isoelektrische Fraktionierung: Elutionsdiagramm von 5 mg Weibchengift nach der Fratkionierung in 1% "Ampholine"-Träger-ampholyt im pH-Bereich pH 3-10, bei 300 V/0.5 mA, nach 15 Stunden.

A = Absorption bei 253 nm

F = Fraktionen (je ca. 4.5 ml)

Abb. 1

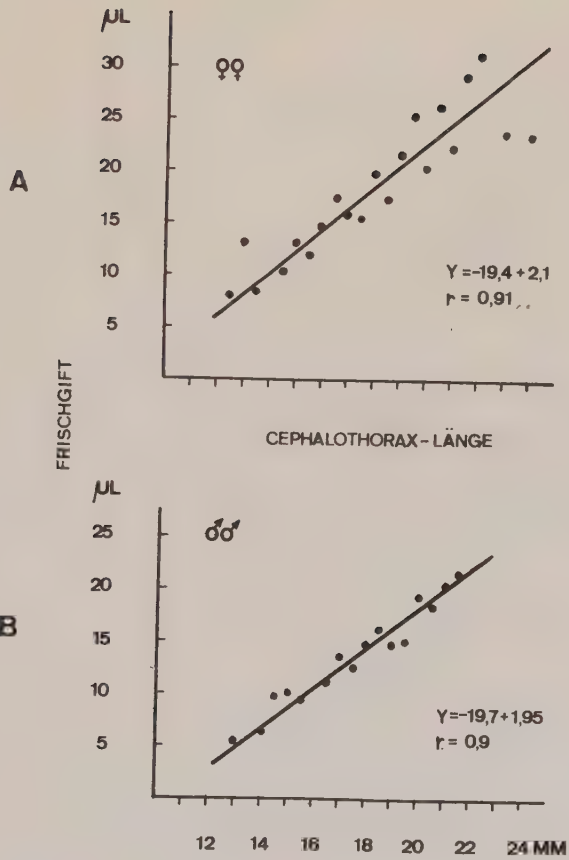


Abb. 2

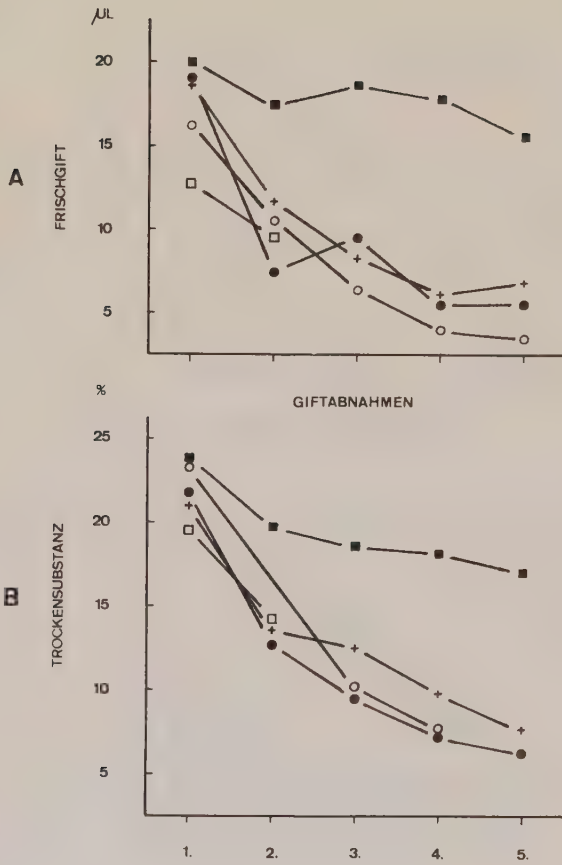


Abb. 3

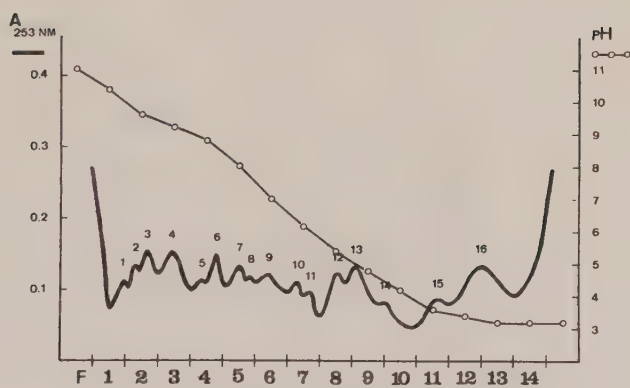


Abb. 4 Pterinochilus spec.; Auftrennung und Toxizität
des Giftes:

A : Gelfiltration auf Sephadex G-50, fine:

Elutionsdiagramm von 500 mg Rohgift (Sammel-
gemisch von 180 Spinnen). Durchflussgeschwin-
digkeit: 30 ml/Stunde.

A' = Absorption bei 253 nm

E = Elutionsvolumen

F = Fraktionen (à 15 ml)

M = Molekulargewichte: Cytochrom C für 13 000
Insulin für 6 000

B : Acrylamidgel-Elektrophorese: Auftrennung
der Gelfiltrationsfraktionen 1-24, bei 300 V,
2-4 mA pro Gel. Kathodischer Teil: 6% Gel,
Anodischer Teil: 10% Gel.

Rm = Relative Wanderungswerte bezogen auf Brom-
phenolblau (1.0) auf anodischer Seite,
auf Band 5 (0.5) auf kathodischer Seite.

B' = Band Nummern

S = Auftragungslinie (Start)

C : Toxizität der Gelfiltrationsfraktionen:

LD₅₀-Werte für M = Mäuse und P = *Periplaneta*
americana.

● und Δ = weibliches Spinnengift

○ = männliches Spinnengift

Abb. 4

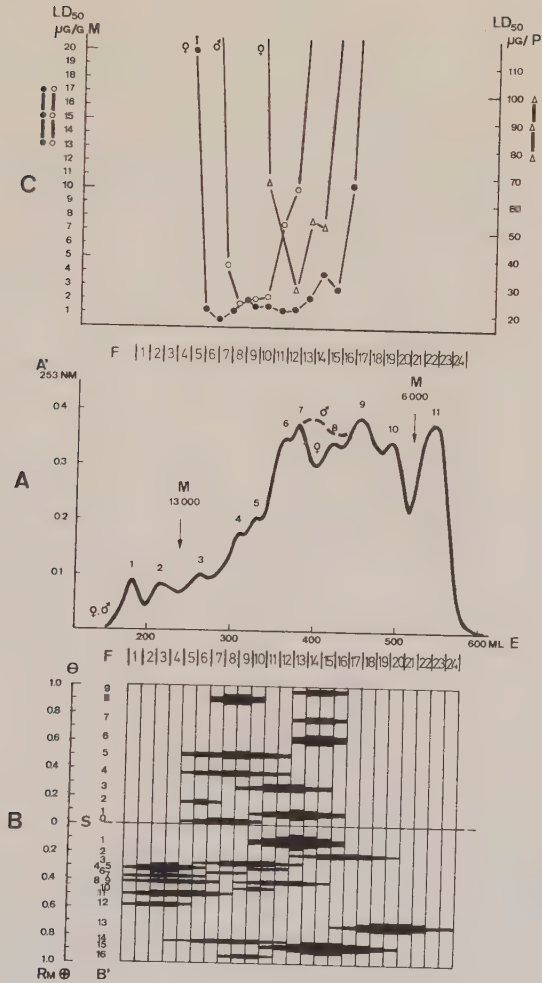


Abb. 5 Pterinochilus spec.; LD₅₀-Bestimmungen an

M = Mäusen: Abhängigkeit der Sterbezeiten von
der Dosis und der Applikationsart.

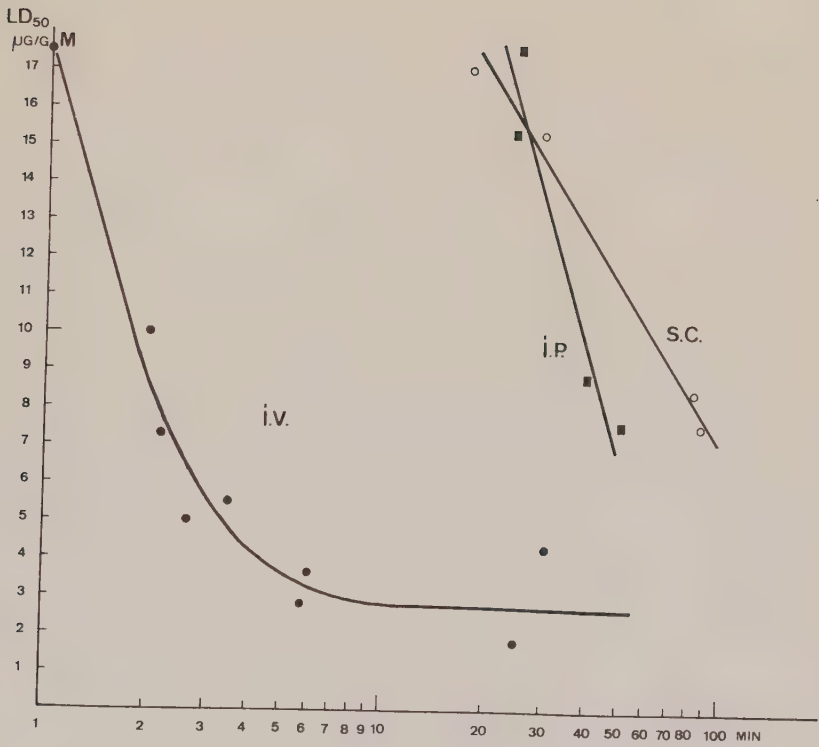
i.v. = intravenös

i.p. = intraperitoneal

s.c. = subcutan

Die angegebenen Punkte sind Durchschnittswerte
von je 4-6 Tieren.

Abb. 5



CURRICULUM VITAE

Als Sohn des Adolf Perret, Kaufmann, und seiner Gattin Hildegard, geborene Starke, wurde ich, Beat Anton Perret von Basel und Beinwil b. Muri (AG) am 22. Juni 1944 in Basel geboren.

In Münchenstein, dem Wohnort meiner Eltern, durchlief ich die Primarschule. 1956-60 besuchte ich das Humanistische Gymnasium in Basel. Den Rest der Gymnasialzeit verbrachte ich im Kollegium St. Fidelis in Stans, wo ich 1965 mit der Maturität Typ A abschloss.

Im Herbst 1965 immatrikulierte ich mich an der Philosophisch-Naturwissenschaftlichen Fakultät der Universität Basel und studierte Zoologie im Hauptfach, mit den Nebenfächern Botanik, Chemie und Psychologie.

Vorlesungen und Praktika belegte ich bei folgenden Herren Dozenten: A. Aeschlimann, H. Annaheim, S. Fallab, P. Fioroni, E.W. Flückiger, T.A. Freyvogel, M. Geiger-Huber, R. Geigy, P. Huber, T. Kaden, H. Kunz, E. Lang, E. Miescher, H. Nüesch, A. Portmann, M. Reiff, R. Schenkel, H.G. Seiler, D. Senn, R.A. Stamm, W. Stingelin, Ch. Tamm, H. Zoller.

Die vorliegende Dissertation entstand unter der Leitung von Prof. Dr. T.A. Freyvogel im Schweizerischen Tropeninstitut in Basel.

